

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**“PRESENCIA DE NEMATODOS EN ABOMASO E  
INTESTINO DE BOVINOS SACRIFICADOS EN EL RASTRO  
MUNICIPAL DE LA ANTIGUA GUATEMALA DURANTE EL  
INVIERNO”**

**ABBY QUETZALÍ LÓPEZ DE LEÓN**

**MEDICA VETERINARIA**

**GUATEMALA, SEPTIEMBRE DE 2013**



**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**“PRESENCIA DE NEMATODOS EN ABOMASO E INTESTINO DE  
BOVINOS SACRIFICADOS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE LA  
ANTIGUA GUATEMALA DURANTE EL INVIERNO”**

**TRABAJO DE GRADUACIÓN**

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD**

**POR**

**ABBY QUETZALÍ LÓPEZ DE LEÓN**

Al conferírsele el título profesional de

**MÉDICA VETERINARIA**

En el grado de licenciado

**GUATEMALA, SEPTIEMBRE DE 2013**

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**  
**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**  
**JUNTA DIRECTIVA**

|                    |   |
|--------------------|---|
| <b>DECANO:</b>     | MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez          |
| <b>SECRETARIA:</b> | M.V. Blanca Josefina Zelaya de Romillo      |
| <b>VOCAL I:</b>    | Lic. Sergio Amílcar Dávila Hidalgo          |
| <b>VOCAL II:</b>   | MSc. Dennis Sigfried Guerra Centeno         |
| <b>VOCAL III:</b>  | M.V. Carlos Alberto Sánchez Flamenco        |
| <b>VOCAL IV:</b>   | Br. Mercedes de los Ángeles Marroquín Godoy |
| <b>VOCAL V:</b>    | Br. Jean Paul Rivera Bustamante             |

**ASESORES**

MED. VET. MANUEL EDUARDO RODRÍGUEZ ZEA  
MSC. FREDY ROLANDO GONZÁLEZ GUERRERO  
MED. VET. CARLOS ENRIQUE CAMEY RODAS

## **HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR**

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

**“PRESENCIA DE NEMATODOS EN ABOMASO E INTESTINO DE BOVINOS SACRIFICADOS EN EL RASTRO MUNICIPAL DE LA ANTIGUA GUATEMALA DURANTE EL INVIERNO”**

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar el título profesional de:

**MÉDICA VETERINARIA**

## **ACTO Y TESIS QUE DEDICO**

### **A mí amado Dios**

Por darme sabiduría, fortaleza, iluminarme, guiarme en todo momento, y protegerme. Gracias Padre por darme la vida, Tu inmenso amor y la gran bendición de permitirme hoy alcanzar uno de los sueños más grandes de mi vida.

### **A mis padres**

Abigail de León y Luis López por haberme regalado la vida, ser mi ejemplo a seguir, brindarme la oportunidad de estudiar ésta bella carrera, por todos sus sacrificios, su apoyo incondicional, su gran amor, por creer en mí en todo momento y simplemente por ser los mejores padres del mundo.

### **A mis hermanos**

Velvet López y Luis López por que siempre han creído en mí y me han brindado su apoyo incondicional desde siempre, por ser mis compañeros de toda la vida, por su amor, sus consejos. Gracias Velvet por ser un excelente ejemplo. Luis, espero ser un buen ejemplo para ti.

### **A mis amigos**

Personas especiales que conocí en mi querida facultad Dulce, Ligia, Diana, Olson por su apoyo, amistad y todos los bellos momentos compartidos. Pero en especial a Karin Morales (mi mejor amiga, esto no hubiera sido lo mismo sin tí), David Baiza, Luis Serrano y Abel Gramajo, por estar siempre en los momentos más difíciles de mi vida, por sus consejos y creer en mí en todo momento, por su amistad, su cariño sincero, su apoyo, por los conocimientos compartidos, por cada experiencia inolvidable vivida a su lado.

|                           |  |
|---------------------------|--|
| <b>A mi familia</b>       | En especial a mis abuelos Carmela Girón y Dimas de León, por sus oraciones, su amor y por confiar en mí.   |
| <b>A mis asesores</b>     | Dr. Manuel Rodríguez, Dr. Fredy González, Dr. Carlos Camey por sus enseñanzas, consejos, aprecio, amistad, paciencia y ayuda para la realización de este trabajo. Por ser excelentes catedráticos. |
| <b>A mi Tiffany</b>       | Por ser mi inspiración para seguir tan noble carrera, por acompañarme en las largas noches de estudio y ser mi primer y mejor paciente.  |
| <b>A mis catedráticos</b> | Por todos los conocimientos compartidos y cada experiencia vivida.   |
| <b>A mi promoción</b>     | Promoción LIV de la FMVZ de la USAC, por su compañerismo y cada experiencia vivida, siempre los llevaré en mi corazón.   |

Y todas las personas que no he mencionado pero de una u otra forma estuvieron apoyándome para alcanzar este sueño.

## **AGRADECIMIENTOS**

A mí amado Dios por haberme permitido alcanzar este sueño.

A la Gloriosa Universidad de San Carlos de Guatemala, de la cual me siento sumamente orgullosa de pertenecer.

A mi querida Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia y a todos mis catedráticos por haber sido parte de mi formación como Médica Veterinaria.

A mi bello país Guatemala

A mis padres y hermanos por su amor, apoyo, confianza.

A mis amigos y compañeros de promoción.

A mis asesores y catedráticos.



## ÍNDICE

|      |   |    |
|------|---|----|
| I.   | INTRODUCCIÓN.....   | 1  |
| II.  | HIPÓTESIS.....  | 3  |
| III. | OBJETIVOS.....  | 4  |
|      | 3.1 Generales .....   | 4  |
|      | 3.2 Específicos.....  | 4  |
| IV.  | REVISIÓN DE LITERATURA .....  | 5  |
|      | 4.1 Características de la Clase Nematoda .....                      | 5  |
|      | 4.1.1 Anatomía .....  | 5  |
|      | 4.1.2 Aparato Digestivo.....  | 6  |
|      | 4.1.3 Aparato Excretor.....   | 7  |
|      | 4.1.4 Sistema Nervioso.....   | 7  |
|      | 4.1.5 Sistema Reproductor.....                                      | 7  |
|      | a) Machos.....  | 8  |
|      | b) Hembras.....   | 9  |
|      | 4.2 Características de los Nematodos más frecuentes en bovinos..... | 10 |
|      | 4.2.1 Toxocariasis.....   | 10 |
|      | 4.2.1.1 Clasificación .....   | 10 |
|      | 4.2.1.2 Neocascaris vitulorum .....                                 | 10 |
|      | 4.2.1.3 Ciclo Evolutivo .....                                       | 11 |
|      | 4.2.1.4 Patogenia .....   | 12 |
|      | 4.2.1.5 Lesiones .....  | 13 |
|      | 4.2.1.6 Síntomas .....  | 13 |
|      | 4.2.1.7 Epidemiología .....   | 14 |
|      | 4.2.2 Tricostrogilosis.....   | 14 |
|      | 4.2.2.1 Clasificación .....   | 15 |
|      | 4.2.2.2 Haemonchus .....  | 16 |
|      | 4.2.2.3 Ostertagia.....   | 17 |
|      | 4.2.2.4 Mecistocirrus .....   | 17 |

|         |   |    |
|---------|---|----|
| 4.2.2.5 | Cooperia .....  | 18 |
| 4.2.2.6 | Trichostrongylus .....  | 19 |
| 4.2.2.7 | Nematodirus .....   | 21 |
|         | a) Ciclo evolutivo.....   | 22 |
|         | b) Patogena.....  | 23 |
|         | c) Lesiones.....  | 26 |
|         | d) Semiología.....  | 28 |
|         | e) Epidemiología.....   | 30 |
| 4.2.3   | Esofagostomosis .....   | 33 |
| 4.2.3.1 | Clasificación .....   | 33 |
|         | a) Etiología.....   | 33 |
|         | b) Ciclo Evolutivo. ....  | 35 |
|         | c) Patogenia .....  | 36 |
|         | d) Lesiones.....  | 37 |
|         | e) Semiología .....   | 38 |
|         | f) Epidemiología .....  | 39 |
| 4.2.4   | Bunostomosis .....  | 39 |
| 4.2.4.1 | Clasificación .....   | 39 |
| 4.2.4.2 | Etiología .....   | 40 |
|         | a) Ciclo Evolutivo ...  | 41 |
|         | b) Patogenia .....  | 42 |
|         | c) Lesiones .....   | 43 |
|         | d) Semiología .....   | 43 |
|         | e) Epidemiología .....  | 44 |
| 4.3     | Diagnóstico de la Helminthiasis gastrointestinales .....          | 44 |
| 4.3.1   | Diagnóstico <i>Ante mortem</i> .....                              | 45 |
| 4.3.2.  | Diagnóstico <i>Post mortem</i> .....                              | 46 |
| 4.3.2   | Interpretación del recuento de nematodos adultos.....             | 49 |
| 4.4     | Tratamiento de las Helminthiasis gastrointestinales .....         | 50 |
| 4.5     | Control y Prevención de las Helminthiasis Gastrointestinales..... | 52 |

|       |                               |    |
|-------|-------------------------------|----|
| V.    | MATERIALES Y MÉTODOS .....    | 55 |
| 5.1   | Materiales.....               | 55 |
| 5.1.1 | Recursos Humanos .....        | 55 |
| 5.1.2 | Recursos de Laboratorio ..... | 55 |
| 5.1.3 | Recursos Biológico .....      | 55 |
| 5.1.4 | Recursos de Campo .....       | 55 |
| 5.1.4 | Centros de Referencia .....   | 56 |
| 5.2   | Métodos .....                 | 56 |
| 5.2.1 | Área de Estudio .....         | 56 |
| 5.2.2 | Métodos de Laboratorio .....  | 57 |
| 5.3   | Análisis Estadístico .....    | 59 |
| 5.3.1 | Tipo de Estudio .....         | 59 |
| 5.3.2 | Variables a Analizar .....    | 59 |
| 5.3.3 | Muestra .....                 | 59 |
| VI.   | RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....  | 62 |
| VII.  | CONCLUSIONES .....            | 70 |
| VIII. | RECOMENDACIONES .....         | 71 |
| IX.   | RESUMEN .....                 | 72 |
|       | SUMMARY .....                 | 73 |
| X.    | BIBLIOGRAFÍA .....            | 74 |

## ÍNDICE DE CUADROS

|              |   |
|--------------|---|
| Cuadro No. 1 | Guía de interpretación del recuento de nematodos adultos...51 |
| Cuadro No. 2 | Animales Parasitados por Región Anatómica.....63              |
| Cuadro No. 3 | Tipificación de Nematodos.....64                              |
| Cuadro No. 4 | Área anatómica y Procedencia de Animales.....68               |
|              | Parasitados   |
| Cuadro No. 5 | Presencia de Parasitismo y Procedencia.....69                 |

## ÍNDICE DE GRÁFICAS

|               |  |
|---------------|--|
| Gráfica No. 1 | Animales Parasitados por Región Anatómica.....64 |
| Gráfica No. 2 | Tipificación de Nematodos.....67                 |

## **I. INTRODUCCIÓN**

La helmintiasis gastrointestinal es una problemática muy común y perjudicial en los rumiantes de Guatemala. Es producida por varias especies de nematodos, los cuales presentan el ciclo biológico, epidemiología, manifestaciones clínicas, patogenia y lesiones similares, por lo tanto el control, prevención y tratamiento muchas veces es el mismo.

Los nematodos gastrointestinales producen grandes pérdidas económicas en la producción del ganado bovino; muchas veces, el productor no se da cuenta de ello, ya que no realiza un análisis económico de la productividad de su ganado, y sumado a esto, la enfermedad muchas veces no se diagnostica, debido a la generalidad de sus manifestaciones clínicas. Las pérdidas económicas que se producen son a causa de la diarrea, anemia, pérdida y falta en la ganancia de peso y a veces la muerte, así como el desperdicio del intestino lesionado, al no poder ser utilizado para la elaboración de embutidos. Existen varios métodos para el diagnóstico de estas parasitosis, como los exámenes coprológicos, que consisten en la observación de huevos en las heces, el cual es muy común y fácil de realizar. Sin embargo, es aplicable únicamente a parásitos que se encuentren ovipositando, por lo que no es 100% efectivo.

El diagnosticar la helmintiasis gastrointestinal tanto a nivel de laboratorio como de rastro, juega un papel muy importante en los aspectos económicos y sanitarios. Además, obteniendo este tipo de información, se contribuye al conocimiento del comportamiento epidemiológico y por lo tanto, es posible implementar medidas de control y prevención, que sean altamente efectivas, para que así, el ganadeo pueda obtener la mayor productividad posible de su ganado y garantizar un alimento de mejor calidad para el consumo humano.

En los rastros de nuestro medio, no realizan de rutina, una técnica diagnóstica de nematodos, y por lo tanto, no existe información que indique una estimación de la carga parasitaria en los bovinos faenados. El diagnóstico *post mortem*, es el método más preciso para el diagnóstico de las helmintiasis de los rumiantes. Ya que proporciona un dato real de los vermes presentes en el tracto gastrointestinal, porque se realiza de una manera directa en los animales recién muertos o sacrificados para tales fines. La técnica que se utiliza es sencilla, de bajo costo, necesita poco equipo, es rápida; sin embargo, tiene como desventaja, que el diagnóstico se realiza cuando ya no es posible un control y/o tratamiento en el animal parasitado, pero en base a esto es posible tomar medidas en el resto de animales presentes en el hato. En esta técnica se observan directamente los parásitos adultos, lo que permite la identificación de la especie de los mismos, se estudia por separado abomaso de intestinos, ya que los nematodos que se encuentran en estos órganos son diferentes.

Teniendo en cuenta que en el Rastro Municipal de la Antigua Guatemala, no se han reportado estudios con ninguna técnica, para evaluar la presencia de nematodos gastrointestinales en bovinos que son faenados en dicho rastro, se realizará el presente trabajo. Utilizando una técnica altamente confiable y práctica, buscando así una mejoría de la eficiencia en la producción ganadera, principalmente la que surte al rastro para el sacrificio y obtención de carne para consumo humano.

## **II. HIPÓTESIS**

El 50% de los bovinos faenados en el rastro Municipal de la Antigua Guatemala presenta nematodos en abomaso e intestino durante la época lluviosa

### III. OBJETIVOS

#### 3.1 GENERALES:

- Clasificar los nematodos por taxón en abomaso e intestino de bovinos sacrificados en el Rastro Municipal de La Antigua Guatemala durante el período del invierno
- Contribuir al estudio sobre la presencia de nematodos abomasales e intestinales en Guatemala

#### 3.2 ESPECÍFICOS:

- Tipificar las diferentes especies de nematodos *post mortem* en el abomaso e intestino de bovinos en el rastro municipal de la Antigua Guatemala durante el invierno
- Establecer la relación que existe entre la incidencia de nematodos abomasales e intestinales y la procedencia



## **IV. REVISIÓN DE LITERATURA**

### **4.1 CARACTERÍSTICAS DE LA CLASE NEMATODA**

Son llamados vermes cilíndricos por poseer una forma cilíndrica o de rodillo. Son capaces de explorar todos los hábitat acuáticos y terrestres. Probablemente todas las especies de animales vertebrados en la tierra les ofrecen refugio a los nematodos, debido a la eficiencia y variedad del ciclo de vida biológico con el que cuentan. (Chandler, AC; Read, CP. 1961; Fiebiger, J. 1941)

#### **4.1.1 Anatomía**

El cuerpo es cilíndrico, con los extremos más delgados. Algunos son muy largos y delgados como los tricostrongílidos, en otros el cuerpo es casi fusiforme (Tagle, I. 1970).

Los órganos están alojados en una cavidad general, cuya pared la forman la cutícula, la subcutícula y una capa muscular. La cutícula puede ser estriada transversalmente y a veces, en sentido longitudinal, puede presentar rebordes marginales y además papilas, especialmente alrededor de la boca y también delante de ella, estas papilas se consideran órganos táctiles. Suele presentar dilataciones, denominadas aletas que se extienden a lo largo de todo el cuerpo, o en la parte anterior: aleta cervical o vesícula cefálica o en la parte posterior: aleta caudal. Muy característica es una especie de bolsa, la bolsa copuladora que se observa en el extremo posterior de los machos de los estrongílidos. Su constitución química se considera vecina a la elastina o la quitina. La subcutícula o

hipodermis, está por debajo de la cutícula y sería la que secreta esta membrana, su espesor es muy variable. Esta capa es comprobable en la fase joven, forma salientes hacia el interior a manera de lóbulos: dos laterales más anchos, campos laterales o marginales, que contienen los conductos excretores; dos medios más estrechos, campos medios o centrales, en donde están empalizados los nervios longitudinales. A continuación existe una capa muscular, la cual permite el movimiento de los nematodos, consta únicamente de fibras musculares longitudinales, con un estrato exterior contráctil y estriado, al que se adosa en su cara interna una capa plasmática rica en núcleos. Entre la capa músculo-cutánea y el intestino se encuentra una cavidad (celoma), llena de un líquido, en ella se encuentran los órganos sexuales (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941).

La cavidad general encierra los diversos órganos bañados en el líquido perientérico o plasmático (Quiroz, H. 1990).

#### **4.1.2 Aparato Digestivo**

Es completo, empieza en una boca terminal, situada en la extremidad anterior. En unas especies a continuación de la boca existe una dilatación llamada cápsula bucal, faringe o vestíbulo. Después de la boca está el esófago, conducto muscular, constituido por fibras musculares que sirven para dilatarlo y efectuar la succión. Este aumenta de longitud hacia atrás y disminuye en diámetro. El esófago puede presentar una dilatación que se llama bulbo o ventrículo. Además a veces posee pequeños dientes y frecuentemente posee glándulas salivares. En la base, suele existir una válvula tricúspide que tiene por objeto evitar el paso del contenido intestinal al efectuar la succión, pueden existir glándulas anexas. El esófago se conecta con el intestino que termina en el recto el cual desemboca en

el ano. Tanto la cápsula bucal como el esófago y el ano están tapizados por la cutícula (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941).

#### **4.1.3 Aparato excretor**

El aparato excretor está constituido por conductos dispuestos por pares, éstos corren por los campos laterales; en las proximidades de la extremidad anterior dichos tubos abandonan su cause, confluyendo y desembocando a la altura del collar esofágico en el poro excretor (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941).

#### **4.1.4 Sistema nervioso**

El sistema nervioso está conformado por ganglios que forman un anillo alrededor del esófago, collar esofágico, que envía cuatro nervios longitudinales hacia delante y seis hacia atrás; de éste nacen ramificaciones que inervan los únicos órganos de los sentidos, las papilas táctiles: papilas bucales, si están en la boca o cervicales si están a nivel del esófago, caudales o genitales si están en el extremo posterior, estas últimas son muy comunes en los machos. Además de fibras nerviosas el collar esofágico posee células ganglionares. También existen los nervios centrales y laterales. (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941).

#### **4.1.5 Sistema reproductor**

Los nematodos son casi sin excepción, unisexuales, los cuales son externamente distinguibles. Los machos son más pequeños y difieren en la forma de su cola; ya que la cola de la hembra es recta, la del macho a veces es

encorvada o enrollada en espiral, puede presentar aletas caudales, papilas, ventosas precloacales o bolsa copuladora. En ambos sexos el sistema reproductivo consiste primitivamente en un largo tubo no ramificado de diámetro variable, parte del cual sirve como ovarios o testículos y la otra parte como conductos. (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941)

#### **a. Machos**

El macho tiene un solo tubo genital, constituido por una parte distal, el testículo, conducto que continua con el canal deferente, dilatado en su parte terminal para formar una vesícula seminal, la cual, da origen al canal eyaculador, que desemboca en la porción terminal del intestino formándose así una cloaca (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941).

Como órganos accesorios de la copulación existen las espículas que son órganos quitinosos rígidos, en número de 2 a 3, que suelen asomar por la cloaca, sirven como elemento de fijación durante la cópula y dilatan la vagina para facilitar el paso del líquido espermático, pero no son órganos sensoriales. La morfología de las espículas ayuda en la determinación de las especies. Además pueden existir otros cuerpos quitinosos, el gubernáculo y el telamón, situados en la vecindad de las espículas. Existen también lóbulos cutáneos en forma de ala o campana dispuestos en el extremo posterior del cuerpo, Bolsa caudal. (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941)

Los machos de los estrongilidos poseen una prolongación terminal, el cono genital y además de la bolsa copuladora, expansión membranosa de la cutícula sostenida por formaciones rígidas, los rayos o costillas; el conjunto se podría comparar con un paraguas: la tela es la membrana, las varillas son las costillas. La

bolsa copuladora tiene dos lóbulos laterales y un lóbulo dorsal o mediano. La morfología de la bolsa copuladora sirve de ayuda en la determinación de la especie (Tagle, I. 1970).

## **b. Hembras**

La hembra presenta por lo general dos tubos genitales no ramificados, cada uno de los cuales tiene un ovario, un oviducto con una dilatación: el receptáculo seminal, un útero y un ovoyector que desemboca en una vagina común a ambos tubos. La extremidad muy delgada de los tubos genitales contiene el lugar de formación de las células germinales femeninas (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941).

Los úteros, si son dos, se reúnen en una vagina impar y mucho más estrecha, que desemboca por la vulva en la cara ventral. La vulva posee generalmente gruesos labios; se encuentra unas veces en el primer tercio del cuerpo (ascáridos); otras veces en la mitad posterior (estrongílicos) y en algunos casos inmediatamente delante del ano. Los parásitos pueden ser ovíparos (ascáridos), Ovovivíparos (estrongílicos) o vivíparos (triquinas). (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941)

Los nematodos por lo general tienen un gran potencial biológico, es decir ponen una enorme cantidad de huevos. Los huevos dan nacimiento a larvas de aspecto vermiforme y que, por lo general, experimentan cuatro mudas o “ecdisis” para alcanzar el estado adulto. (Fiebiger, J. 1941)

En los nematodos periódicos (con larvas de vida libre) hay dos mudas en el medio externo y dos en el huésped. Habitualmente en los nematodos parásitos permanentes (sin larvas de vida libre), las mudas correspondientes al medio externo se realizan en el huevo, y en los de evolución indirecta, esas mudas se efectúan en el huésped intermediario (Tagle, I. 1970; Fiebiger, J. 1941).

## **4.2 Características de los nematodos más frecuentes en bovinos**

### **4.2.1 TOXOCARIASIS (ascariasis o neoascariasis)**

#### **4.2.1.1 Clasificación**

Subclase Secernentea; Orden Ascaridida; Superfamilia Ascaridoidea; Familia Ascarididae; Género *Toxocara* (Soulsby, EJ. 1987)

Infestación que se debe a la presencia y acción de formas juveniles y adultos en el intestino delgado y estados larvarios en hígado y pulmón principalmente. Se encuentra en ganado vacuno, cebú y búfalo de la India, y es de incidencia mundial. También se ha hallado en ovinos y cabras. Clínicamente causa disturbios intestinales con retardo en el crecimiento. El ciclo es directo; sin embargo, la transmisión de larvas de las vacas al feto es por vía trasplacentaria y por medio de la leche es un mecanismo frecuente. (Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987)

#### **4.2.1.2 *Neoascaris vitulorum* (*Toxocara vitulorum*)**

El macho mide 25 cm de largo por 5 mm de diámetro y la hembra 30 cm de largo por 6 mm de diámetro. La cutícula del cuerpo es semitransparente, por lo

que los órganos internos son visibles, es de color ligeramente rosado. Posee 3 labios anchos en su base y estrechos anteriormente. El esófago mide de 3 a 4.5 mm de largo y tiene un ventrículo granular posterior. La punta de la cola del macho generalmente tiene un apéndice digitiforme. Posee 5 pares de papilas poscloacales; el par anterior es grande y doble y las papilas precloacales son en número variable. Las espículas miden de 990 a 1250 micras. La vulva se abre en el primer cuarto anterior del cuerpo. Los huevos tienen forma subesférica, miden de 75 a 93 por 60 a 75 micras y poseen una envoltura externa finamente granulada (Quiroz, H. 1990; Soulsby, E.J. 1987).

#### **4.2.1.3 Ciclo evolutivo:**

Los adultos de *T. vitulorum* se encuentran casi exclusivamente en terneros, y las infestaciones prenatales y trasmamarias constituyen la principal fuente de parásitos (Soulsby, E.J. 1987).

Los huevos salen en las heces, es necesario un período de incubación con humedad, temperatura y oxígeno para alcanzar el estado de segunda larva, dentro del huevo. La infestación ocurre por vía oral, las larvas eclosionan en el intestino delgado y emigran al hígado, pulmón, riñones y otros órganos, pero no continúan su desarrollo, la ingestión de huevos embrionados por animales recién nacidos, jóvenes o adultos no conduce directamente a una infestación patente, es necesario que el huésped sea hembra y que se encuentre gestante, y en la última fase de la gestación, las larvas emigran hacia la placenta, por vía líquido amniótico infestan el feto, se localizan en hígado y pulmón, en donde permanecen hasta el nacimiento. Después del parto del becerro, las larvas continúan la migración. Los adultos se encuentran en el intestino del becerro de 10-42 días del nacimiento. También se señala la infestación de los becerros por medio de la

leche a las tres semanas del parto, ya que Las larvas migran también a la glándula mamaria (Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).

La producción de huevos es muy elevada, sin embargo, el período de patencia es corto; la expulsión natural de los vermes comienza a los 38 días del nacimiento y, entre 4 y 6 meses, los gusanos adultos desaparecen (Soulsby, EJ. 1987).

#### **4.2.1.4 Patogenia**

El daño se genera de manera diferente ya sea por larvas en migración o por formas juveniles y adultos en el intestino (Quiroz, H. 1990).

##### **a. Larvas:**

- Acción traumática al pasar del intestino para llegar a hígado, pulmón y otras vísceras del adulto así como la placenta, hígado, pulmón y riñones del feto.
- Acción expoliatriz durante la migración hematófaga, histófaga y de líquidos tisulares.
- Acción mecánica dada por su presencia en diferentes vasos y tejidos, de acuerdo a la cantidad existente.
- Acción antigénica y tóxica debido a los productos de secreción y excreción, a las mudas y al líquido de las mudas.
- Acción bacterífera debido al arrastre de bacterias y otros gérmenes que pueden pasar del intestino hacia el flujo sanguíneo (Quiroz, H. 1990).



**b. Formas juveniles y adultos:**

- Acción mecánica obstructiva, en el intestino delgado, causando interferencia en el paso normal de los alimentos.
- Acción expoliatriz que compite con los nutrientes del huésped.
- Acción irritativa en la mucosa intestinal por sus movimientos constantes y sus grandes labios.
- Acción tóxica debido a la eliminación de los productos de secreción y excreción que alteran el contenido intestinal dando como consecuencia un deficiente aprovechamiento de los alimentos (Quiroz, H. 1990).

**4.2.1.5 Lesiones:**

Las larvas causan hepatitis y neumonía con zonas hemorrágicas, lesiones granulomatosas, mientras que los adultos causan enteritis catarral (Quiroz, H. 1990).

**4.2.1.6 Síntomas:**

Se presentan a los 10 días de nacidos. Se observa desnutrición, cólicos violentos algunas veces con diarrea, heces con olor butírico (rancio) muy acentuado si los becerros están en confinamiento, característico en el aire expirado, rechinamiento de los dientes. Los síntomas tienden a la cronicidad, por lo que son poco evidentes, salvo cuando hay un gran número de parásitos y el estado de desnutrición y retardo en el crecimiento son evidentes. Puede producirse emaciación y más tarde la muerte. (Fiebiger, J. 1941; Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).

Algunas veces llega a verse perforación de los intestinos con peritonitis y muerte de los animales. La carne de los terneros con invasión masiva toma un olor muy desagradable, debido al ácido valeriánico y caprónico. (Fiebiger, J. 1941; Quiroz, H. 1990)

#### **4.2.1.7 Epidemiología**

- La infestación prenatal es la forma más común de infestación, también puede ser por la ingestión de leche durante las primeras semanas, pero no así en el calostro.
- Una importante fuente de contaminación es la eliminación de huevos después de 10 a 15 días de nacidos los becerros.
- Los adultos se infestan al ingerir huevos con la segunda larva, las cuales permanecen en letargo para invadir el feto durante la gestación.
- Los huevos requieren temperatura y humedad adecuada para su desarrollo, los rayos directos del sol los destruyen así como el agua caliente (92-100°C) en 2 segundos (Quiroz, H. 1990).

#### **4.2.2 *Trichostrongilosis* (Verminosis gastroentérica, Hemoncrosis, Ostertagiasis, Cooperiasis, Nematodiriasis)**

Los nematodos gastrointestinales son los parásitos más frecuentes de los rumiantes en todo el mundo, especialmente en zonas templadas y húmedas en animales de pastoreo, causando gastroenteritis parasitaria, proceso generalmente endémico, de curso crónico y mortalidad baja, producidos por varias especies de la familia Trichostrongylidae se localizan en el cuajar e intestino de bovinos, ovinos, caprinos y rumiantes silvestres (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

Clínicamente se caracteriza por un síndrome de mala digestión, retraso del crecimiento, disminución de las producciones, anemia y raramente muerte. La enfermedad se presenta con mayor intensidad en animales jóvenes. La transmisión se realiza por la ingestión de pasturas con larvas, hay estados de hipobiosis y autocuración. Por lo general, son de curso subagudo o crónico y, tienen gran importancia económica, debido a que disminuyen la producción (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990)

Generalmente las infecciones son mixtas, participando dos o más géneros y varias especies. Puesto que las especies son similares en relación con el ciclo de desarrollo, así como la epizootiología, patogénesis y cuadro clínico de la enfermedad, las medidas profilácticas recomendadas para estas enfermedades son aproximadamente las mismas (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960).

Son nematodos filiformes de pequeño tamaño, no sobrepasando los 3-4 cm de longitud. Son gusanos reconocibles por su cabeza finamente dibujada hacia afuera sin cápsula bucal o es muy poco aparente, junto con una bolsa bien desarrollada en el macho, la cutícula puede ser lisa o estriada y algunos géneros como *Cooperia* tienen expansiones cuticulares en la región cefálica. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Chandler, AC; Read, CP. 1961).

#### **4.2.2.1 Clasificación**

**Clase** Secernentea; **Orden** Strongylida; **Superfamilia** Trichostrongyloidea; **Familia** Trichostrongylidae; **Subfamilia** Trichostrongylinae; **Géneros** Haemonchus *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Cooperia*, *Mecistocirrus*. **Familia** Molineide; **Subfamilia** Nematodirinae; **Género** *Nematodirus* (Anderson, RC. 2000; Fiebiger, J.1941)

#### 4.2.2.2 Género *Haemonchus*

El extremo cefálico es muy delgado, posee una pequeña cápsula bucal con un delgado diente o lanceta que se origina en el lado dorsal de la base. Las papilas cervicales son prominentes y tienen forma de espinas, están situadas a una distancia de 0.4 – 0.5 mm del extremo cefálico. La bolsa copulatriz tiene grandes rayos laterales y el dorsal es pequeño y asimétrico con forma de Y invertida. Las espículas son relativamente cortas, hay papilas prebursales y posee gubernáculo. La vulva está en la parte posterior del cuerpo, cubierta por un prominente labio (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

*Haemonchus placei*: Se encuentra principalmente en el abomaso de bovinos y otros rumiantes, también se le ha encontrado en ovinos. Es mucho más grande que otros Trichostrongilidos. El parásito en estado fresco da el aspecto de un palo de peluquería, debido al color rojo del intestino con sangre y al color blanco de los testículos enrollados en espiral en torno al intestino de color rojo. El macho mide de 10 a 20 mm de largo, posee una bolsa copuladora muy desarrollada, caracterizada por la asimetría del lóbulo dorsal. La hembra mide de 18 a 30 mm de largo, tiene una solapa vulvar muy prominente y de interés morfológico. Son hematófagos, en la cavidad bucal tienen una lanceta dorsal con la que erosionan la mucosa gástrica. Su cutícula es lisa y provista de papilas cervicales prominentes (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Chandler, AC; Read, CP. 1961; Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

#### **4.2.2.3 Género *Ostertagia*:**

El extremo anterior y la cavidad bucal son pequeños, la cutícula posee 25 a 30 estrías longitudinales y papilas cervicales. La bolsa copulatriz tiene dos grandes lóbulos laterales; las espículas son cortas, iguales y terminan en dos o tres proyecciones. Presentan papilas prebursales. La vulva está en el quinto posterior del cuerpo, puede o no estar cubierta por un labio cuticular. Se le denomina también gusano café del abomaso y se conocen más de 35 especies de rumiantes (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

*Ostertagia ostertagi*: Se encuentra principalmente en el abomaso de bovinos, en cabras y mas raramente en ovejas y caballos y otros rumiantes domésticos y silvestres. Se le ha encontrado en equinos y en el hombre. En estado fresco su color es café por la sangre a medio digerir que se encuentra en su intestino. El macho mide de 6.5 a 7.5 mm de largo, las espículas tienen tres proyecciones en forma de gancho. La hembra mide de 8.3 a 9.2 mm de largo. La vulva se abre en el quinto posterior del cuerpo y está cubierta por una solapa. La bolsa copuladora está formada por lóbulos laterales, dorsales y otro accesorio dorsal situado simétricamente a los laterales. Las espículas del macho terminan en tres procesos en forma de gancho. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).

#### **4.2.2.4 Género *Mecistocirrus***

El cuerpo está atenuado anteriormente, el extremo cefálico tiene 6 pequeñas papilas. La boca se abre con dirección dorsal con un diente en la cápsula bucal. La cutícula tiene 30 estrías longitudinales y finas estrías

transversales. Las papilas cervicales son prominentes y parecen espinas. La bolsa copulatriz está compuesta por dos grandes lóbulos laterales, el dorsal es pequeño y simétrico. Las espículas son largas y delgadas, unidas en la mayor parte de su longitud. No tienen gubernáculo. La vulva está cerca del ano y la cola es cónica. Hay una sola especie (Quiroz, H. 1990).

*Mecistocirrus digitatus*: Se encuentra en el abomaso de bovinos, ovinos, caprinos y otros rumiantes silvestres. Se ha encontrado en el estómago de cerdos y en el hombre. El macho mide de 16 a 28 mm y la hembra de 19 a 40 mm de largo (Quiroz, H. 1990).

Las 3 especies de nematodos descritos anteriormente se consideran los más importantes en el ganado. La L4 puede permanecer en estado latente y de esta forma sobrevivir dentro del huésped hasta otra estación favorable para su desarrollo. Su importancia radica en que son parásitos hematófagos, ocasionan anemia que llega a ocasionar muertes principalmente entre los animales jóvenes. Al establecerse en las glándulas del abomaso alteran su función secretora e interfieren con la absorción de los alimentos en el intestino, ocasionando un síndrome de mala absorción. Las especies de *Ostertagia* predominan en zonas templadas, mientras que *Haemonchus*, aunque es más frecuente en zonas cálidas también se le encuentra en forma abundante en zonas templadas (UNAM, S.f.).

#### **4.2.2.5 Género *Cooperia***

Estos nematodos son relativamente pequeños de color rojizo, tienen la cutícula del extremo anterior del cuerpo con estrías transversas, dando el aspecto de una vesícula, la cual es muy característica. La cutícula tiene 14 a 16 estrías

longitudinales, con líneas transversas estriadas. La bolsa copulatriz posee dos grandes rayos laterales y un pequeño rayo dorsal. No tienen papilas prebursales. Las espículas son gruesas y cortas y terminan en una sola punta; generalmente tienen bordes semejantes a alas. No tienen gubernáculo, la vulva está detrás de la línea media del cuerpo y puede estar cubierta por un labio. Las ramas de las costillas posteriores forman una especie de herradura. Se han encontrado aproximadamente 20 especies (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

*Cooperia oncophora*; Se encuentra en el intestino delgado y rara vez en el abomaso de bovinos y rumiantes silvestres. El macho mide de 5.5 a 9 mm y la hembra de 6 a 8 mm de largo (Quiroz, H. 1990).

*Cooperia pectinata*: Se encuentra en el intestino delgado y rara vez en el abomaso de bovinos, ovinos y otros rumiantes. El macho mide 7 mm y la hembra de 7 a 9 mm de largo (Quiroz, H. 1990).

*Cooperia punctata*: Se presenta en el intestino delgado y rara vez en el abomaso del ganado bovino y con menor frecuencia en el ovino; el macho mide de 4.7 a 5.9 mm y la hembra de 5.7 a 7.5 mm de largo. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

#### **4.2.2.6 Género *Trichostrongylus***

Incluye especies parásitas del cuajar e intestino delgado. Son nematodos pequeños (5-8 mm) con una delgada porción cefálica, sin extremo cefálico manifiesto, son de color pardo-rojizo pálido, sin cápsula bucal ni papilas. La bolsa

copulatriz tiene grandes lóbulos laterales, más o menos bien definidos y con el rayo dorsal simétrico, el lóbulo dorsal en el macho no está bien definido. Poseen pequeñas papilas prebursales. Las espículas son fuertes acanaladas de color café, gruesas y con bordes. No poseen gubernáculo. La vulva se encuentra a corta distancia de la línea media del cuerpo y generalmente tiene labios prominentes. El útero es amfidelfo. Los huevos son ovales, tienen cascarón delgado y se segmentan al ser puestos. Hay aproximadamente 32 especies en mamíferos (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).

*Trichostrongylus axei*: Es la única especie que se encuentra en el abomaso y la de menor tamaño y rara vez en el intestino delgado de bovinos, ovinos, caprinos, y otros rumiantes, en el estómago e intestino delgado de caballos, burros, cerdos, cuervos, conejos y hombres. El macho mide 2.3 a 6 mm y la hembra 3.2 a 8 mm de largo. Las espículas son de diferente tamaño y forma (Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).

*Trichostrongylus longispicularis*: Se encuentra en el intestino delgado y algunas veces en el abomaso de bovinos y ovinos. El macho mide 3.5 a 7.5 mm. Las hembras son indistinguibles de las *T. colubriformis* (Quiroz, H. 1990)

*Trichostrongylus colubriformis*: Se encuentra en la parte anterior del intestino delgado y algunas veces en el abomaso de ovinos, caprinos, bovinos y otros rumiantes domésticos y silvestres, conejos, liebres, cerdos, chimpancé, perro y en el hombre. El macho mide 4.3 a 7.7 mm y la hembra 5 a 8.6 mm de largo. Las espículas son iguales (Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).



*Trichostrongylus vitrinus*: Se encuentra en el duodeno, rara vez en abomaso de ovinos, caprinos, bovinos y otros rumiantes domésticos y silvestres, conejo, cerdo y el hombre. Las espículas son iguales de tamaño y forma. El macho mide 4 a 7.2 mm de largo, la hembra de 5 a 8.1 mm de largo (Quiroz, H. 1990; Soulsby, E.J. 1987).

#### **4.2.2.7 Género *Nematodirus***

Este género ha sido clasificado durante muchos años en la familia Trichostrongylidae, pero actualmente está incluido en la familia Molineidae (Campillo, MC de, Vásquez, FA. 1999; Vásquez, FA. 1999).

El cuerpo es delgado con el extremo anterior atenuado anteriormente. La boca es circular, encerrada por una cierra denticulada de cutícula, detrás de la cual hay un círculo interno de seis grandes papilas, seguido por un círculo externo de ocho papilas pequeñas. El extremo anterior es vesiculado. Hay un diente en la porción dorsal del esófago. La cutícula tiene 18 estrías longitudinales pero sin papilas cervicales. La bolsa copulatriz tiene dos grandes lóbulos laterales y uno dorsal pequeño o poco definido. En la superficie interna de la bolsa hay estructuras redondas u ovales. Las espículas son relativamente largas y filiformes, unidas por una membrana a todo lo largo o únicamente en su punta, aparecen fusionadas en su parte distal (la terminación tiene importancia taxonómica). Las puntas de las espículas son simples, generalmente no tienen gubernáculo. La vulva se abre en la parte posterior del cuerpo. La cola de la hembra es cónica y está truncada, generalmente con un proceso en la punta. Hay más o menos 28 especies. Los huevos son notablemente grandes y la larva se somete a dos mudas en el huevo antes de eclosionar. (Campillo, MC de, Vásquez, FA. 1999; Vásquez, FA. 1999; Chandler, AC; Read, CP. 1961; Quiroz, H. 1990)

*Nematodirus helvetianus*: Se encuentra en el intestino delgado de bovinos, cabras, borrego y otros rumiantes domésticos y salvajes. Es la especie que predomina en ganado bovino. El macho mide de 11 a 17 mm y la hembra de 18 a 25 mm de largo. Las espículas confluyen en su extremo posterior en una punta envuelta en una membrana lanceolada (Campillo, MC de, Vásquez, FA. 1999; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

*Nematodirus spathiger*: Se encuentra en el intestino delgado de borregos, cabras, vacunos, otros rumiantes domésticos, silvestres y conejos. Es la especie más frecuente en el ganado ovino. El macho mide de 10 a 19 mm y la hembra de 15 a 29 mm de largo. Las espículas terminan en una expansión en forma de cuchara. (Campillo, MC de, Vásquez, FA. 1999; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990)

**a) Ciclo evolutivo:**

El ciclo es semejante en la mayoría de los tricostrongílidos, es directo. Los huevos salen en las heces, son prácticamente indiferenciables, excepto los de las *Nematodirus spp*, los cuales se reconocen fácilmente por su tamaño. Los huevos se desarrollan fuera del cuerpo del hospedero en una cola larga cubierta de larvas de los cuales la mayoría son capaces de resistir una considerable desecación y vivir por largo tiempo, tienen forma ovoide, son incoloros y de cáscara fina. (Campillo, MC de, Vásquez, FA. 1999; Chandler, AC; Read, CP. 1961; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

Se requiere humedad, temperatura y oxígeno para el desarrollo de la larva 1 dentro del huevo que eclosiona en la masa fecal, en la mayoría se requiere de 1 a 2 días para que la primera larva eclosione, excepto en el caso de *Nematodirus*

que dentro del huevo se desarrolla hasta la tercera larva, mudan dos veces pasando a L-II y a L-III que ya son infectantes. Estas retienen la cutícula de la fase anterior y emigran a la hierba donde permanecen hasta ser ingeridas por un hospedador. En circunstancias óptimas se forman L-III en 5-14 días, para *Nematodirus* son necesarios 20 días. La primera y segunda larva se alimentan, la tercera conserva la muda, ya no se alimenta y permanece en letargo en espera de ser ingerida por el huésped susceptible. (Campillo, MC de, Vásquez, FA. 1999; Chandler, AC; Read, CP. 1961; Quiroz, H. 1990)

Las larvas III acceden al hospedero al ser ingeridas con la vegetación, pierden la vaina en el aparato digestivo del animal. Según su localización, mudan y penetran en la mucosa gástrica o intestinal en donde mudan a cuarta larva en el interior de las glándulas o profundamente en los espacios entre las vellosidades intestinales, según las especies. Después de la última muda se transforman en L-V o preadultos que maduran sexualmente y pasan a adultos. Tras la cópula, las hembras comienzan a poner huevos, cerrándose el ciclo. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Chandler, AC; Read, CP. 1961; Quiroz, H. 1990).

## **b) Patogenia**

### **Larvas**

- Acción traumática al penetrar en la mucosa
- Acción expoliatriz al alimentarse con sangre y exudado tisular.
- Acción mecánica por presión sobre las células vecinas y de obstrucción.
- Acción antigénica, debido a la muda, al líquido de muda y a secreciones y excreciones.

- Las especies que se localizan en el cuajar producen lesiones en las glándulas parasitadas.
- La salida del parásito produce lisis en las células epiteliales del borde superior de las glándulas, estimulando la rápida división celular y originando una marcada hiperplasia con engrosamiento de la mucosa, edema submucoso y aumento de células plasmáticas. Macroscópicamente, la lesión que se produce es un nódulo circular abultado, de 2-3 mm de diámetro, con un orificio central, si la larva ha salido ya de su interior.
- Las larvas que únicamente permanecen en las vellosidades intestinales ejercen una acción irritativa (Campillo, MC de, Vásquez, FA. 1999; Chandler, AC; Read, CP. 1961; Quiroz, H. 1990).

En el caso de la tercera, cuarta y quinta larvas de *Ostertagia ostertagi* ejercen acción mecánica obstructiva e irritativa al penetrar en las glándulas gástricas, ocasionando una alteración en la unión intercelular por lo que el pepsinógeno no se transforma en pepsina (por una elevación de pH del fluido abomasal de 2 a 7), la falta de unión celular favorece la salida de las proteínas de la sangre, la entrada de pepsinógeno a la sangre; y la caída del efecto bacteriostático del abomaso, por lo que aparecen diarreas. También aumenta la síntesis de gastrina, que lleva aparejado un aumento de la contractilidad del cuajar y del peristaltismo intestinal. Estos cambios ocurren hasta que llega al estado adulto y abandona la glándula (Quiroz, H. 1990).

Dos situaciones se presentan en la patogenia de las larvas de nematodos gastroentéricos. La primera, *Ostertagia* I, es el desarrollo continuado con penetración en la mucosa o en las glándulas y su posterior salida. La otra situación ocurre cuando las larvas detienen su crecimiento y permanecen por varios meses en pequeños nódulos en la pared intestinal, disminuyen su metabolismo y causan un daño que parece ser únicamente mecánico hasta el

momento en que salen, se le denomina desarrollo detenido, hipobiosis, en el caso de *Ostertagia ostertagi* tipo II (Soulsby, EJ. 1987).

Algunas *Trichostrongylus spp* producen atrofia de las vellosidades intestinales, con metaplasia de la capa epitelial de la mucosa, que disminuye de grosor, provoca lesiones focales circulares, parecidas a las huellas producidas por presión digital (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999).

Las cepas de *Trichostrongylus axei* de origen caballo son muy patógenos para los rumiantes, la fase larvaria en el estómago es la responsable, debido a que la acción traumática, mecánica y expoliatriz lesiona la mucosa y las glándulas estomacales, dando lugar a una reducción de albúmina y un aumento de seroglobulinas y pepsinógeno en la sangre (Tagle, I. 1970).

## **Adultos**

- *Haemonchus placei* es considerado uno de los nematodos más dañinos del estómago de bovinos en zonas tropicales y subtropicales. La acción expoliatriz que ejerce es hematófaga y se calcula que el consumo diario de sangre es de 0.05 ml por gusano por día. La acción mecánica es de poca importancia dado el tamaño en relación con la luz gástrica. La acción tóxica está generada por medio de sustancias anticoagulantes que infiltra en los tejidos alrededor de la pequeña úlcera que ocasiona para succionar sangre, al cambiar de sitio de alimentación, la úlcera continúa sangrando, lo que favorece la pérdida de sangre. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990)
- A *Ostertagia ostertagi* se considera como el nematodo gástrico más importante en climas templados; en zonas tropicales y subtropicales, es en

menor proporción. Ejerce una acción expoliatriz hematófaga, y la mecánica es irritativa al llega a su madurez y salir de las glándulas gástricas (Quiroz, H. 1990).

- Se considera que *Cooperia* generalmente no se alimenta de sangre, sin embargo, produce irritación por acción mecánica sobre la mucosa del duodeno; la acción expoliatriz es sobre el contenido intestinal, en forma selectiva (Quiroz, H. 1990).
- *Nematodirus* ejerce acción irritativa sobre la mucosa; la acción expoliatriz está dada por el consumo de contenido intestinal (Quiroz, H. 1990).
- *Trichostrongylus axei*, acción irritativa sobre la mucosa provoca acción inflamatoria (Quiroz, H. 1990).
- A *Mecistocirrus digitatus* se le considera con un alto grado de patogenicidad; en las zonas tropicales, se le señala como el principal responsable de gastritis del ganado joven en donde llega a causar la muerte; parece no afectar mucho a los adultos o a los mayores de 12 meses (Quiroz, H. 1990).

### **c) Lesiones**

Además de las lesiones inespecíficas debido a trastornos generales, como emaciación, deshidratación, anemia, diarrea, etc., existen otras lesiones más específicas, limitadas al tracto digestivo y relacionadas, de alguna manera, con las especies implicadas. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999).

En términos generales puede considerarse al período prepatente de 15 a 26 días para los géneros *Haemonchus*, *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia* y *Nematodirus*. La primoinfestación da lugar a lesiones mucho más graves que las reinfestaciones (Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).

Las lesiones en abomaso con predominio de *Trichostrongylus* incluyen inflamación, pequeñas zonas semejantes a tiña, aumento del epitelio, infiltración linfocítica. La mucosa puede aparecer con arrugas, marcada hiperemia, puntos rojos con descamaciones y placas de material necrótico de color blanquizco adheridas a la superficie. Se puede presentar un cuadro de enteritis aguda, donde hay hiperemia y edema de la mucosa del intestino delgado, con exudado catarral que, en caso extremo, es de tipo diftérico (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).

Las infestaciones con predominio de *Haemonchus* producen edema, emaciación y anemia: mucosas y piel pálida, sangre acuosa, hidrotórax, ascitis, hidropericardio. La mucosa gástrica está inflamada y cubierta de petequias, edemas y erosiones. El contenido del estómago es de color café chocolate debido a la sangre semidigerida y se observan los vermes de la misma tonalidad. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).

En lesiones por *Ostertagia* se observa hiperplasia nodular produciendo una gastritis nodular, la mucosa está cubierta por pequeñas elevaciones de 1 a 3 mm que pueden estar edematosas. Se observan pequeños coágulos en el lugar del estómago. Hay además anemia y edema en la región intermaxilar. En infecciones intensas se observa una mucosa con aspecto característico de “cuero repujado”. Las lesiones que siguen a la salida de las larvas de las glándulas son necrosis y abultamiento de la superficie epitelial formando membranas difteroides, con descamación celular. Los ganglios linfáticos regionales están aumentados de tamaño debido a una reacción hiperplasia, algunas veces con linfadenitis purulenta. Para poder observar las lesiones macroscópicas en la mucosa del abomaso es necesario lavar la misma, se presentan como nódulos característicos grisáceos elevados (2-10 mm de diámetro), generalmente de forma circular y

crecen por encima de la superficie de la mucosa aproximadamente 1 mm (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990; Taylor, RF; et al. S.f).

Las lesiones por *Cooperia* están confinadas principalmente al duodeno y consisten en inflamación catarral con fino exudado de material fibrinonecrótico, hemorragias y engrosamiento de la pared intestinal. Los gusanos están presentes en la mucosa y en la serosa, producen la congestión del duodeno, placas de Peyer, edema del abomaso y mesenterio. También causa enteritis aguda (Quiroz, H. 1990).

Las lesiones producidas por *Nematodirus* son mayores durante el período prepatente. Hay pronunciada hipofosfatemia e hipoglicemia, el total de proteínas séricas está disminuido, mientras que hay un incremento de la albúmina, de las globulinas alfa y gamma. No hay anemia (Quiroz, H. 1990).

El *Mecistocirrus* durante la fase larvaria da lugar a una gastritis que llega a ser mortal en becerros (Quiroz, H. 1990).

#### **d) Semiología:**

La forma sobreaguda (0-7 días), en animales jóvenes; se debe a una súbita confortación de larvas infestantes, asociada a clima caluroso y húmedo; la morbilidad es baja, hay gastritis hemorrágica con anemia severa y fatal (Quiroz, H. 1990).

La forma aguda es común en animales jóvenes, se presenta también en adultos con carga parasitaria y continua reinfestación, en temporada calurosa con



lluvias intermitentes. La morbilidad es media o alta, con gastroenteritis catarral, diarrea, deshidratación, anemia, hipoproteinemia y edema generalizados; mal de botella o edema intermaxilar, mucosas pálidas, el estado fisiológico es pobre, hay letargo y las heces de color café también son comunes (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

La forma crónica es más frecuente y común en adultos, de considerable importancia económica. La morbilidad es muy alta. La gastritis es crónica con pérdida de sangre y disfunción abomasal, con progresiva pérdida de peso por progresivamente pérdida del apetito y retardo en el crecimiento. No hay una marcada anemia ni edemas por lo que el diagnóstico se dificulta; hay decaimiento y anorexia, no hay diarrea. La presentación depende mucho del estado de nutrición, la producción es baja en buenos pastos y es severa en pastos pobres. Se presentan muchas muertes durante el período de sequía (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

La ostertagiasis clínicamente se caracteriza por diarrea y pérdida de peso, se encuentra bajo dos formas:

- Tipo I, se presenta al final del verano en el ganado de pastoreo; existe una diarrea incoercible que dura de 3 a 4 días y no cede a ningún tratamiento, apatía, deshidratación, inapetencia y los animales más débiles pueden morir (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).
- Tipo II, se presenta a partir de marzo en animales estabulados desde el otoño, pero que pastaron el año anterior. Se debe a la desinhibición sincrónica de larvas hipobióticas. La diarrea es profusa, verde y crónica, la pérdida de peso es rápida y marcada. En países con clima templado se

presenta en julio y octubre. La morbilidad y mortalidad son bajas, llega a afectar a becerros, hay palidez de las mucosas y edema subcutáneo; la presentación estacional corresponde de marzo a mayo. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

En infestaciones con *Cooperia punctata* hay diarrea, emaciación, anemia y muerte; en los que sobreviven hay anorexia, mínimo aumento de peso (Quiroz, H. 1990).

En infestaciones por *Nematodirus* también es frecuente la diarrea, disminución de apetito y el decaimiento, se presenta principalmente en jóvenes (Quiroz, H. 1990).

En las zonas tropicales predomina la infestación por *Haemonchus* y *Mecistocirrus* en el estómago junto con *Trichostrongylus*, en las zonas templadas *Ostertagia* (Quiroz, H. 1990).

La mayoría de las infestaciones son leves, ninguno de los tricostrongílidos produce signos patognomónicos, puede considerarse que cada especie parásita ocasiona unos síntomas que predominan sobre los demás. La diarrea, produce una mayor pérdida de electrolitos y agua fecal. Se pierde sodio, potasio, cloruro, bicarbonato, originándose acidosis, deshidratación e insuficiencia renal (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999).

#### **e) Epidemiología**

En un momento dado, las especies de tricostrongílidos presentes, así como su número, dependen de la inmunidad del huésped, su resistencia natural,

condiciones de macro y microclima, tipo de suelo, naturaleza de la vegetación, grado de población, número de rumiantes silvestres y otros huéspedes que pastan en los mismos potreros (Quiroz, H. 1990).

La infestación se realiza mediante la ingestión de larvas por animales susceptibles. La fuente de infestación está representada por los animales parasitados que eliminan huevos en sus heces. La duración de esta actividad se determina, por características genéticas de cada especie, el período patente; sin embargo, se suceden generaciones y otras pueden permanecer en estado de hipobiosis, lo que permite alargar el tiempo de eliminación de estados evolutivos. Una vez formada la L-III en el interior de las heces, su emigración a la hierba depende de la intensidad de luz y humedad: el viento y la lluvia. También pueden ser distribuidas por esporas de hongos *Pilobolus* spp y los psicódidos también parecen ser responsables de la diseminación de la infección (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

En los climas tropicales, muy calurosos y con una estación lluviosa y otra seca, los parásitos se desarrollan bien con la humedad y las larvas infectantes se acumulan en el suelo hacia el final de la estación lluviosa, de modo que las infecciones más intensas ocurren al final de este período o al comienzo de la época seca. Por el contrario, el calor y la sequía de la estación seca matan a la mayoría de ellos. (Barriga, O. 2002).

En términos generales se ha observado que *Haemonchus* y *Mecistocirrus* predominan en climas tropicales y subtropicales, las larvas de *Haemonchus* spp no resiste la desecación ni las bajas temperaturas; mientras que *Ostertagia* y *Trichostrongylus* prosperan en climas fríos (*Ostertagia* más que *Trichostrongylus*), las larvas de *Trichostrongylus* spp son muy resistentes a las temperaturas frías

extremas y a la desecación, pero son incapaces de sobrevivir en condiciones de alta temperatura y baja humedad; *Nematodirus* en climas más fríos, las larvas resisten bien la desecación, pero necesitan un cierto aporte hídrico para que eclosionen; *Cooperia* resiste el frío casi tan bien como *Ostertagia* y el calor casi tan bien como *Haemonchus*. El clima está formado de condiciones atmosféricas como temperatura, presión barométrica, precipitación pluvial, humedad relativa, dirección y velocidad del viento, luz solar, nubosidad, etc., que en un momento dado determinan la cantidad de nematodos a encontrar en cierta localidad, el tiempo determina cuáles pueden desarrollarse; la infestación del huésped es un aspecto que ocurre en determinado momento. Por lo tanto es difícil predecir exactamente la supervivencia de los triconstrongílicos en el suelo en diferentes climas. (Barriga, O. 2002; Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

Uno de los factores más importantes en la epidemiología es la elevación periparto, ya que es una importante fuente de contaminación de los animales, se han demostrado que el número de huevos eliminados por un huésped, aumenta considerablemente 4 a 8 semanas después del parto para disminuir posteriormente lo cual se cree que es resultado de una ruptura inmunitaria temporal, puede estar relacionada con los cambios endócrinos (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987)

El tipo de suelo tiene un papel importante; los arenosos son más favorables que los arcillosos para el desarrollo de las larvas. (Quiroz, H. 1990).

Los animales jóvenes son más susceptibles a los adultos debido a la falta de anticuerpos y a la primoinfestación, por la falta de madurez del sistema inmunocompetente a nivel intestinal, situación que llega a traducirse en elevada morbilidad y mortalidad en animales menores de tres meses (Quiroz, H. 1990)

#### **4.2.3 Esofagostomosis (Esofagostomiasis, gusano nodular)**

##### **4.2.3.1 Clasificación**

Clase Secernentea; Orden Strongylida; Superfamilia Strongyloidea; Familia Chabertiidae; Subfamilia Oesophagostominae; Género *Oesophagostomum*; Especie *O. radiatum*, *O. columbianum*, *O. venulosum* (Anderson, RC. 2000; Fiebiger, J. 1941; Quiroz, H. 1990)

Es una infestación parasitaria, debido a la presencia y acción de varias especies de nematodos del género *Oesophagostomum*, las larvas (L3 y L4) forman nódulos en la pared intestinal y los adultos se encuentran en la pared del intestino grueso. Las tres especies son encontradas en ganado, pero *O. radiatum* es el más frecuentemente encontrado (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990)

Clínicamente se caracterizan por diarrea, mala digestión y falta de desarrollo. Causa una baja en la productividad y ocasionalmente es letal para los animales; produce considerables pérdidas económicas ya que el intestino que está infectado, no es adecuado para la preparación de embutidos. La transmisión se realiza por el suelo y la infestación es por la ingestión de larvas. Se encuentra ampliamente distribuida (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

##### **a) Etiología**

El género *Oesophagostomum* se caracteriza por tener cápsula bucal cilíndrica, generalmente estrecha y una corona foliácea. El parásito posee un

surco cervical transverso, detrás del poro excretor, la cutícula se encuentra dilatada formando una especie de vesícula cefálica. El cono cefálico está algunas veces dilatado y contiene lancetas. La vulva está a corta distancia del extremo anterior del ano. Las espículas son iguales y poseen un gubernáculo (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

*O. radiatum*: Se encuentra en el intestino grueso de bovinos. El anillo peribucal es grueso. La vesícula cefálica está bien dilatada y el surco cervical es ventral. Las papilas cervicales son manifiestas y se encuentran en posición anterior a la parte final del esófago. El borde interno de la cápsula bucal presenta de 38 a 40 elementos de la corona foliácea. El macho mide de 14 a 17 mm y la hembra 16 a 22 de largo, la distancia entre el ano y la vulva es de 1.0 mm de largo. Los huevos están blastomerados al ser puestos y miden de 70 a 76 por 36 a 40 micras (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

*O. columbianum*: Se encuentra en el colon de borregos, cabras, vacunos y algunos otros rumiantes domésticos y silvestres. Son nematodos blanquecinos bastante grandes. La vesícula cefálica no está inflada, posee papilas cervicales bien desarrolladas y alas cervicales que producen marcada curvatura de la parte anterior del cuerpo. La cutícula forma una especie de collar cefálico, da el aspecto que el cuerpo está separado por esa constricción. La corona foliácea externa tiene 20 a 24 elementos, la interna 40 a 48, largos y delgados. La boca está situada en la cúspide mientras que las papilas cervicales se encuentran por delante de la parte final del esófago. El macho mide 12 a 16 mm, tiene una bolsa cuticular sexual con un rayo dorsal casi imperceptible, las espículas son iguales de 0.78-0.85 mm de largo, y el gubernáculo es de 0.1 mm de largo. La hembra mide de 14 a 18 mm, tiene una vulva que se encuentra a una distancia de 0.7 mm por delante

del ano. Los huevos miden de 74 a 88 por 45 a 54 micras, son elipsoidales y poseen una cáscara delgada (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

*O. venulosum*: Se encuentra en el colon de borregos, bovinos y cabras así como otros rumiantes domésticos y silvestres. La vesícula cefálica está inflada, las papilas cervicales se insertan después del esófago y la corona foliácea externa tiene 18 elementos, la interna 36. El macho mide de 11 a 16 mm, las espículas de 1.1-1.2 mm de longitud. La hembra de 13 a 24 mm de largo, la distancia entre la vulva y el ano es de 0.3 mm. Los huevos miden de 85 a 105 por 47 a 59 micras (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

#### **b) Ciclo evolutivo**

Se desarrolla sin la participación de un hospedero intermediario. La hembra deposita los huevos en el intestino del hospedero, que posteriormente pasa al medio externo con las heces, la primera larva eclosiona en el suelo al primer día, se alimenta y muda; eclosiona la segunda larva que se alimenta y muda. La tercera larva se desarrolla en un lapso de 5 a 7 días. Los huéspedes se infestan por ingestión de la tercera larva con el agua o los alimentos contaminados. La larva muda y penetra en la pared del intestino, tanto delgado como grueso, nuevamente muda al cuarto estado larvario en 5 a 7 días, regresa al lumen del intestino en 7 a 14 días y vuelve a mudar para llegar al estado adulto en el intestino grueso; en un período de 14 a 22 días después de la infestación, continúan creciendo y alcanzan la madurez sexual. El período prepatente es de 32 a 42 días para *O. radiatum*. *O. venulosum* es proclive a la hipobiosis. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

### **c) Patogenia**

El daño se puede analizar en dos etapas de la vida del parásito, la fase larvaria de localización submucosa y la del adulto en el lumen (Quiroz, H. 1990).

#### **Larvas**

- Acción traumática e irritativa durante el proceso de entrada y salida; en la submucosa se comportan como cuerpos extraños dando lugar a una reacción inflamatoria subaguda con la formación de nódulos patognomónicos de esta enfermedad.
- La cuarta larva punciona y el nódulo aparece lleno de sangre, la acción expoliatriz en este momento es hematófaga.
- La acción bacterífera permite la introducción de bacterias provocando la formación de abscesos en varios nódulos; el curso de los mismos es caseificación y calcificación o desprendimiento y recuperación de la mucosa y submucosa.
- La acción antigénica de las larvas tisulares a través de sus mudas, líquido de las mudas, secreciones y excreciones da lugar a una respuesta inmunogénica (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

La acción patógena de los vermes adultos es en términos generales bastante menor, se alimentan de contenido intestinal, no se adhieren a la mucosa, ejercen acción irritativa de cierta intensidad cuando hay gran cantidad, de lo contrario pasan inadvertidos (Quiroz, H. 1990)



#### **d) Lesiones**

Las principales lesiones se producen durante el período prepatente causado por las larvas.

- Forma aguda, inflamación aguda de la mucosa de yeyuno e íleon, la cual aparece roja, gruesa, edematosa, en el fondo se observa la presencia de puntos rojos muy numerosos que corresponden a los puntos de penetración de las larvas.
- La forma crónica (más frecuente), puede seguir a la forma aguda. Las lesiones aparecen en todo el intestino, consisten en nódulos de aspecto seudotuberculoso (Quiroz, H. 1990; Soulsby, EJ. 1987).

Su número generalmente es alto, encontrándose desde unas cuantas docenas a 4 a 5 mil. El tamaño es de 1 a 6 mm, los más pequeños son de color gris y están dentro de la pared. Los nódulos de talla mediana de 2 a 3 mm, son blancos en el centro y negros en la periferia; las lesiones nodulares más voluminosas tienen de 4 a 6 mm, de color blanco o blanco amarillento y poseen en su periferia una aureola hemorrágica. Los nódulos pequeños están cerrados y los grandes poseen un orificio que se comunica con la luz del intestino. La incisión de los nódulos pequeños revela tejido esponjoso con material serosanguinolento, en los medianos hay una degeneración caseosa y en los más grandes el material caseoso tiende a calcificarse. Los nódulos pequeños permiten observar larvas en diferentes estados evolutivos, mientras que los adultos ya no son visibles (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

La localización más frecuente es la submucosa, pero se pueden encontrar en la mucosa y en la muscular. Aunque las lesiones nodulares pueden considerarse patognomónicas, en los bovinos se presentan también en las zonas

del intestino más parasitadas, esclerosis difusa. Frecuentemente los ganglios mesentéricos están lesionados, presentando una hipertrofia, sobre todo en las regiones en donde los nódulos caseosos tienen una coloración verde pistacho (Quiroz, H. 1990).

El parásito adulto se alimenta de contenido intestinal y de mucosa a través de digestión previa, causando junto con la acción irritativa una enteritis catarral de grado variable según la cantidad de parásitos; de 80 a 90 son responsables de mediano efecto pero de 200 a 300 causan daño manifiesto clínicamente. El *O. venulosum* no forma nódulos (Quiroz, H. 1990).

#### **e) Semiología**

Se puede considerar dos formas clínicas de la osofagostomosis, la aguda y la crónica (Quiroz, H. 1990).

**Forma aguda:** (7 días) es rara y se observa en infestaciones masivas, se traduce en hipertermia, anorexia, adinamia, cólicos; dolor abdominal (que se representan con un movimiento de cola, estiramiento de las extremidades posteriores por parte del animal y arqueamiento del lomo), con emisión de heces diarreicas oscuras, de olor fétido, algunas veces con estrías de sangre; los animales rechazan la comida, pierden peso y responden dolorosamente a la palpación de la pared abdominal y, en casos graves, se presenta la muerte, palidez de membranas muco-cutáneas (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

**Forma crónica:** se manifiesta de manera grave en los jóvenes y “benigna” en los adultos. La forma grave se manifiesta con diarrea, enflaquecimiento, deshidrata-

ción y anemia. La diarrea puede ser intermitente y alterna con períodos de constipación, es de color verde amarillento, con emisiones violentas y no cede a los tratamientos convencionales. Al principio el apetito se conserva, luego es irregular y algunas veces exagerado; posteriormente se presentan, estados de anorexia, mientras que el consumo de agua se conserva. Hay decoloración de la piel y mucosas, desaparición de la arborización vascular conjuntiva, piel seca, el pelo se desprende fácilmente, hay hipocogulación de la sangre. Los animales sin tratamiento llegan a un estado caquético con formación de edemas en las partes bajas del cuerpo y en general mueren. La forma denominada benigna frecuentemente se observa en animales adultos, el daño manifiesto clínicamente es inaparente, solo hay mayor consumo de alimento por kilo de carne (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

#### **f) Epidemiología**

La fuente de infestación la representan los animales parasitados que contaminan el suelo, la L1, L2 y L3 se desarrollan en el suelo y tiene hábitos semejantes a los de *Haemonchus* y otros tricostrongílidos. La infección ocurre principalmente al principio de la época seca, durante la húmeda. La supervivencia de las larvas en el suelo húmedo es de tres meses y la temperatura óptima es de 30°C. Los huevos no resisten la desecación. La supervivencia de la larva 3 requiere humedad de 100% (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

#### **4.2.4 *Bunostomosis* (Anquilostomiasis, verminosis gastroentérica Nematodosis entérica)**

##### **4.2.4.1 Clasificación**

**Clase** Secernentea; **Orden** Strongylida; **Superfamilia** Ancylostomatoidea; **Familia** Ancylostomatidae; **Subfamilia** Bunostominae; **Género** *Bunostomum*; **Especie** *B. phlebotomum* y *B. trigonocephalum* (Anderson, RC. 2000; Fiebiger, J. 1941; Quiroz, H. 1990)

Es una infestación causada por la presencia y acción de varias especies de nematodos del género *Bunostomum* durante la fase adulta en el intestino delgado (yeyuno e íleon) y las larvas con migración cardio pulmonar. Clínicamente se caracteriza por enteritis hemorrágica y anemia. La transmisión se realiza por el suelo, la infestación principalmente es por vía cutánea aunque también por vía oral. Son parásitos hematófagos (Quiroz, H. 1990).

#### 4.2.4.2 Etiología

Los nematodos del género *Bunostomum* se caracterizan por tener en el extremo anterior con dirección dorsal, la cápsula dorsal de tipo infundibular, con dos placas cortantes en forma semilunar en el borde ventral; además posee dos lancetas cerca del esófago y algunas veces unas lancetas subventrales en la pared dorsal de la cápsula. La vulva se encuentra en posición anterior a la línea media del cuerpo. La bolsa copulatrix está ligeramente desarrollada con el lóbulo dorsal asimétrico y los lóbulos laterales continúan ventralmente. Las espículas son iguales (Quiroz, H. 1990).

*B. trigonocephalum*: Se encuentra en el intestino delgado de borregos, cabras y otros rumiantes domésticos y silvestres, algunas veces en vacunos. El macho mide de 12 a 17 mm, la hembra 19 a 26 mm de largo. La boca posee en su margen ventral un par de placas quitinosas cortantes y cerca de la base hay un par de pequeñas lancetas subventrales. El surco dorsal va del ducto dorsal de la

glándula esofágica al gran cono dorsal en donde se proyecta en la cápsula bucal. La bolsa copulatriz está bien desarrollada y tiene el lóbulo dorsal asimétrico, el rayo externo dorsal derecho se origina ligeramente arriba del tronco dorsal, es tan largo como el izquierdo; se origina cerca de la bifurcación del rayo dorsal que se divide en dos ramas trifurcadas. Las espículas son delgadas y aladas. Los huevos miden de 79 a 97 por 47 a 50 micras, se encuentran blastomerados al ser puestos (Quiroz, H. 1990).

*B. phlebotomum*: Se encuentra en el intestino delgado de bovinos y algunas veces en borregos. El macho mide de 10 a 18, la hembra de 24 a 28 micras de largo. La longitud del extremo caudal de la hembra es de 0.4 -0.5 mm, semejante a la especie anterior pero puede ser diferenciado porque el cono dorsal es más corto, por la presencia de dos pares de lancetas subventrales en la cápsula bucal y las espículas son largas de 3.5 a 4 mm. Los huevos miden de 106 a 46 micras (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

#### **a) Ciclo evolutivo**

Es directo. Las hembras depositan los huevos en el intestino del huésped definitivo, del cual pasan al exterior por medio de las heces. La larva se forma posteriormente al salir de la cáscara del huevo y deben mudar dos veces para llegar a ser infecciosas y dependen de las condiciones meteorológicas. La primera larva se desarrolla al primer día, la larva 3 conserva la muda de la primera y segunda larva. La larva 3 no permanece en el bolo fecal, no sube a las hojas del pasto como los de otros strongílidos. La infección se produce por vía cutánea u oral. En el primer caso, la larva penetra la piel intacta del hospedador, llega a los capilares cutáneos y por vía sanguínea llega al estado adulto, hay emigración

hacia el corazón, pulmón y posterior deglución de las L-IV hasta alcanzar el intestino. La infestación oral no es tan eficiente como la cutánea y se adquiere por la ingestión de agua o alimentos infectados con larvas. En la infección oral el desarrollo del parásito a la madurez sexual y la ovoposición requiere de 24 días mientras que en las infecciones cutáneas, los huevos son detectables en las heces del hospedador a los 17 días. El período prepatente por esta vía es de 40 a 70 y por la oral es de 64 a 84 días. El período prepatente es de 8.5 a 24 meses para *B. plhebotomum*. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990)

## **b) Patogenia**

La parasitosis se caracteriza por anemia, hipoproteinemia, hipocolesterinemia y edemas, además de un cuadro diarreico intermitente. Las larvas, al penetrar por la piel o por el intestino, ejercen acción traumática que se traduce en dermatitis o enteritis en sitios de penetración, debido al constante contacto de las patas con las heces, el espacio interdigital resulta ser el más afectado o en las piernas que al estar echados hay contaminación fecal de la piel y penetración de las larvas. La tercera larva, a nivel pulmonar, al pasar de capilares a alvéolos ejerce acción traumática, que se traduce en la salida de sangre hacia los alvéolos. Dependiendo de la cantidad son las manifestaciones. La larva ejerce acción expoliatriz hematófaga, a nivel pulmonar hay exudado tisular. Luego, a nivel alveolar, se produce una acción mecánica y obstrucción que junto con la sangre que ha salido de los capilares y la acción irritativa sobre el epitelio, da lugar a un insuficiente intercambio gaseoso. Durante la fase pulmonar se produce la muda, el líquido de las mudas y las secreciones y excreciones se conjugan en una acción antigénica que por una parte provoca una reacción inflamatoria y por otra la respuesta inmune (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

El estado adulto ejerce acción traumática al morder la mucosa, se alimenta principalmente de sangre y de mucosa por lo que ejerce acción expoliatriz histófaga y hematófaga. Tiene la capacidad de infiltrar los tejidos, alrededor del sitio en donde está adherido, con enzimas o sustancias anticoagulantes, que al cambiar el parásito de sitio de alimentación, hacen que la pequeña úlcera siga sangrando. Los movimientos propios del verme sobre la mucosa intestinal ejercen una acción irritativa, de mayor o menor grado, dependiendo de la cantidad de parásitos (Quiroz, H. 1990).

#### **c) Lesiones**

Las larvas dan lugar a dermatitis pruriginosa y piógena, si hay invasión bacteriana en los sitios de penetración, hay neumonía y los pulmones presentan puntos hemorrágicos. Los adultos en el intestino dan lugar a que la mucosa esté edematosa con muchos puntos hemorrágicos, presencia de gusanos adheridos a la mucosa y contenido hemorrágico. Como lesión general se observa un cuadro de anemia, con caquexia, hidremia y edema en las cavidades. El tejido subcutáneo muestra seria infiltración. La mucosa se encuentra hinchada y muestra marcas hemorrágicas. El contenido intestinal tiene rayas de sangre (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

#### **d) Semiología**

Durante el período preintestinal los signos generalmente son bastante discretos; se señala la dermatitis pruriginosa, con claudicaciones si ocurre en algún miembro locomotor y lesiones de tipo eritematoso. La fase de desarrollo intestinal da lugar a problemas digestivos que se manifiestan con diarrea, con heces de color oscuro que contienen sangre digerida, dolor abdominal,

erizamiento del pelo, postración y a veces la muerte, pérdida de peso, desarrollo retardado en animales jóvenes. El signo más importante de esta nematodosis es la anemia (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

Existen formas de evolución rápida, que llegan a un estado de caquexia con formación de edemas voluminosos en las partes bajas del cuerpo y, en éstos casos, la muerte se presenta en un lapso de 1 a 2 semanas. En las formas menos graves hay cierto grado de recuperación con nuevas infestaciones y el estado general mejora pero el crecimiento es lento (Quiroz, H. 1990).

#### **e) Epidemiología**

La fuente de infestación suele ser, los animales parasitados que contaminan los pastos con sus heces, presentándose infestaciones cruzadas entre especies.

La transmisión se realiza por el suelo; la humedad necesaria no debe ser menor de 600 mm de lluvia anual. El calor extremo y el frío matan a las larvas en el pasto. Los huevos no se desarrollan a menos de 15°C o a más de 35°C, la temperatura óptima es de 25°C. Y no resisten la desecación por más de 7 días a 44% de humedad relativa. La temperatura óptima para las larvas es entre 10 y 20%. Los animales jóvenes son los más susceptibles a la infección. La intensidad de la infección puede alcanzar 5000-6000 parásitos por animales (Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960; Quiroz, H. 1990).

### **4.3 DIAGNÓSTICO DE LAS HELMINTIASIS GASTROINTESTINALES**



El diagnóstico de nematodos consiste en la aplicación de métodos que permita el hallazgo y la identificación de los parásitos adultos; o bien, lo que es más frecuente, de sus formas de transmisión (huevos, larvas). Debe realizarse sobre la base de datos clínicos, historial epidemiológico, análisis de laboratorio, etc. El diagnóstico basado mediante los datos clínicos y epidemiológicos es difícil, ya que las manifestaciones más frecuentes como diarrea, falta de apetito, adelgazamiento y anemia pueden aparecer también en otros procesos. Sin embargo, todos estos signos son orientativos y aportan una información valiosa cuando se relacionan con datos epidemiológicos (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999).

#### **4.3.1 Diagnóstico *Ante mortem*:**

El diagnóstico antemortem se puede establecer mediante el examen clínico, en donde la existencia de un síndrome anémico, mal estado general, enflaquecimiento, retardo en el crecimiento y el síndrome gastroentérico garantizado por heces diarreicas, permiten sospechar del problema parasitario. Es importante relacionar otros aspectos. Las condiciones epidemiológicas, presentación estacional, edad, tipo de explotación, presentación individual o colectiva (Quiroz, H. 1990).

La mayoría de los parásitos animales se encuentran en el intestino, su diagnóstico se lleva a cabo mediante coprología parasitaria: conjunto de métodos de identificación y evaluación de los parásitos y formas parasitarias que se eliminan por las heces (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999)

El análisis de laboratorio es imprescindible, permite establecer un diagnóstico positivo, siempre y cuando los parásitos sean adultos y eliminen

huevos. Se realiza mediante análisis coprológicos, donde se utilizan diferentes técnicas de concentración con soluciones hipertónicas, permitiendo mediante la morfología de los huevos identificar los nematodos, ya sea de una manera cualitativa (frotis directo, flotación,) o cuantitativa para conocer la carga parasitaria (McMaster, Stoll). Si se desea un diagnóstico más preciso, es necesario realizar técnicas de coprocultivo e identificación de tercera larva, eventualmente se realiza, determinando el valor de algunos parámetros sanguíneos, como el pepsinógeno (por encima de 3 UI, normalmente es de 1 UI) (Barriga, O. 2002; Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

Sin embargo, ninguna de las pruebas analíticas disponibles tiene por sí sola valor determinante, sino que deben ser consideradas dentro de un contexto clínico o epidemiológico. Una característica común a todos estos análisis es la gran heterogeneidad de los resultados, por esta razón las pruebas de laboratorio carecen de valor individual y han de extenderse al hato (Barriga, O. 2002; Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999).

Un examen coprológico negativo carece de valor predictivo; por muchas causas, el análisis puede ser negativo, sin embargo, el paciente está parasitado. La coprología sólo es útil para los parásitos patentes, que pueden ser eliminados como tales y como sus formas parasitarias de eliminación a través de las heces. (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Rodriguez, RI; Cob, LA. 2005).

#### **4.3.2 Diagnóstico *Post mortem***

El recuento de parásitos *post mortem* constituye el método mas preciso, eficaz y económico para el diagnóstico de las helmintiasis de los rumiantes, ya que dentro de sus ventajas se puede demostrar que la infestación helmíntica puede ser evaluada de una forma directa mediante el aislamiento, identificación y

cuantificación de las diferentes especies parásitas sobre animales recién muertos o sacrificados para tales fines. Así mismo, puede ser observado el daño que causan las distintas especies de nematodos; algunas lesiones son diagnósticas por sí mismas, como los nódulos del estómago para la ostertagiasis, o del intestino grueso para la esofagostomiasis. El diagnóstico *post mortem* provee una evaluación más precisa de la carga parasitaria que el conteo de huevos de parásitos. Los nematodos adultos y larvas son cuidadosamente lavados, contados e identificados. Además se debe hacer una completa identificación *post mortem* de todos los órganos, teniendo en cuenta otras posibles causas de enfermedad o muerte. Es importante registrar todas las anormalidades y lesiones observadas. Una serie de parásitos se encuentra en casi todos los pastizales de los animales, independientemente del estado de su salud. La necropsia y procesamiento en el laboratorio o en campo de animales parasitados, brindará información precisa, no sólo de las especies y cargas de cada una de ellas, sino también del estado de desarrollo de las poblaciones parasitarias presentes. Es muy importante que la necropsia parasitaria sea practicada lo más rápido posible posterior a la muerte del animal, con la finalidad de evitar la destrucción de los parásitos, pero es posible colectarlos de los órganos de animales congelados o en formol. (Barriga, O. 2002; Hansen, J; Perry, B. 1994; Márquez, D. 2003; Quiroz, H. 1990).

La información sobre la metodología más adecuada para la realización de una necropsia con fines de diagnóstico helmintológico, aparece detallada en varias publicaciones. Pero en general se busca un método adecuado para el recuento diferencial de parásitos, utilizando un equipo sencillo, fácil de obtener y de bajo costo, ya sea en el campo o bajo condiciones de laboratorio. (Hansen, J; Perry, B. 1994; Quiroz, H. 1990)

Para el recuento de parásitos, es requerido el tracto intestinal desde el abomaso al recto. Es necesario separar abomaso de intestinos, ya que estas regiones brindan medios ambientes distintos a diferentes series de parásitos, de modo que se perderá información diagnóstica muy valiosa si se practica la recolección sin ligaduras previas (Hansen, J; Perry, B. 1994; Rodriguez, RI; Cob, LA. 2005)

En el caso de procedimientos *post mortem* en el campo, en donde no se procede al examen inmediato, se puede realizar convenientemente a su regreso al laboratorio, transfiriendo el material a un recipiente adecuado y fijándolo con formol al 5%. (Bowman, D; Lynn, RC; Eberhard, ML. 2004; Hansen, J; Perry, B. 1994).

El número de parásitos se debe interpretar junto con otros hallazgos de la necropsia, sobre todo el estado nutricional del cadáver y las lesiones encontradas que pueden estar específicamente relacionadas con los parásitos. Solamente puede atribuirse importancia etiológica a *Trichostrongylus* o *Cooperia* si está claro que el animal ha padecido una diarrea grave prolongada; *Haemonchus*, si el cadáver presenta indicios de anemia; el vacuno afectado de ostertagiosis puede sufrir una emaciación estando lleno de comida, estos animales no pierden el apetito pero padecen una malabsorción que les provoca un adelgazamiento mortal en medio de la abundancia (Bowman, D; Lynn, RC; Eberhard, ML. 2004).

En especies de cuerpo rojo grande como *Mecistocirrus digitatus* y *Haemonchus spp* es fácil la detección e identificación a simple vista. Sin embargo, los organismos vivos de *Ostertagia ostertagi* y *Trichostrongylus axei* son casi incoloros y transparentes en vida. Por lo tanto, es difícil encontrar los gusanos en la superficie de la membrana abomasal a simple vista (Márquez, D. 2003).

Para el caso de *Haemonchus* pequeña diferencia en la carga de gusanos puede causar diferencia significativa en su efecto patógeno. Por esta razón, una evaluación más precisa de la carga debe obtenerse mediante la realización de un recuento total de *Haemonchus* abomasales en comparación con el procedimiento de sub-muestreo anteriormente descrito (Hansen, J; Perry, B. 1994).

*Trichostrongylus axei* se fija profundamente en la mucosa, por lo que puede subestimarse la cantidad recuperada si se examina solo el lavado de la mucosa (Vignau, ML; Venturini LM; Romero, JR. 2001).

Un número aún grande de nematodos pequeños pasan fácilmente desapercibidos y son muy difíciles de detectar al mezclarse con material fecal. Cuando hay presencia de heces blandas o líquidas se asume que el número real de nematodos es el doble del encontrado. (Barriga, O. 2002; Hansen, J; Perry, B. 1994).

Los nematodos del intestino grueso son fáciles de ver ya que son relativamente grandes, hay pocos de ellos, pueden ser captados con unas pinzas y colocarse en una placa petri que contenga agua. Pocos parásitos pasan desapercibidos con este procedimiento. Cuando el contenido es líquido debido a la diarrea, o cuando es necesario un conteo más preciso, el contenido debe ser procesado como se describe con el abomaso e intestino delgado. (Barriga, O. 2002; Hansen, J; Perry, B. 1994)

#### **4.3.3 INTERPRETACIÓN DEL RECuento DE NEMATODOS ADULTOS:**

En la siguiente página se muestra una tabla que presenta una guía para la interpretación del recuento de nematodos adultos:

## CUADRO No. 1. Guía de interpretación del recuento de nematodos adultos

| Grado de Infección (Número total de nematodos) |           |               |        |
|--|-----------|---------------|--------|
| Especie Nematoda                               | Bajo      | Moderado      | Alto   |
| Nematodos abomasales                           | 1 a 5000  | 5000 a 10000  | 10000+ |
| Nematodos en el intestino delgado              | 1 a 8000  | 8000 a 20000  | 20000+ |
| <i>Haemonchus</i>                              | 1 a 400   | 400 a 1500    | 1500+  |
| <i>Trichostrongylus</i>                        | 1 a 10000 | 10000 a 25000 | 25000+ |
| <i>Cooperia</i>                                | 1 a 5000  | 5000 a 10000  | 10000+ |
| <i>Nematodirus</i>                             | 1 a 6000  | 6000 a 13000  | 13000+ |
| <i>Ostertagia</i>                              | 1 a 1000  | 10000 a 40000 | 50000+ |
| <i>Bunostomum</i>                              | 1 a 50    | 50 a 200      | 250+   |

Estos números deberían ser considerados sólo como una guía en la interpretación de la carga parasitaria.

(2,9)

La relación entre el número de parásitos y la patología que producen es compleja porque hay especies y estadíos de parásitos que son más patógenos, hospederos más débiles o más susceptibles, y velocidades de adquisición de la infección más peligrosa (Barriga, O. 2002).

### 4. 4 TRATAMIENTO DE LAS HELMINTIASIS GASTROINTESTINALES:

- Organofosforados está el triclorfón, 0.04 g. por Kg. Cumaphos 2mg/kg durante 6 días (Quiroz, H. 1990).
- Compuestos del imidazotiazoles: El levamisol de 7.5 a 12 mg/kg. sin efecto teratogénico. Tetramisol 10 mg/kg PO, SC (Quiroz, H. 1990; Márquez, D. 2003).

- Benzimidazoles: Tiabendazol 80 mg/kg, en vacas lecheras pueden alterar la elaboración de quesos, se ha notificado casos de resistencia. Oxibendazol 15 mg/kg; fenbendazol 7.5 mg/kg. Cambendazol 30mg/kg; parbendazol 20-40mg/kg. Los dos últimos pueden tener un efecto embriotóxico, además puede desarrollar resistencia. Albendazol 10 mg/kg es de amplio espectro.. Oxfendazol 5 mg/kg. Mebendazol, de 15 a 20 mg/kg, PO; y Pobenzimidazoles: Thiophanate 50 mg/kg PO. Febantel 5 mg/kg (Quiroz, H. 1990; Márquez, D. 2003).
- Compuestos de la tetra-hidro-pirimidina, está el pirantel 25 mg/kg. Tartrato de morantel 10 Mg/Kg (Quiroz, H. 1990).
- Lactonas macrocíclicas tenemos abamectina, doramectina y moxidectina (Quiroz, H. 1990).
- También para *Neoascaris vitulorum* se puede utilizar Adipato de piperazina 220 mg/kg; Citrato de piperazina 100mg/kg; y los mencionados anteriormente (Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999; Quiroz, H. 1990).

Se debe buscar siempre el costo beneficio óptimo para lo cual es necesario además de las consideraciones epidemiológicas, inmunológicas, zootécnicas, llevar registro de ganancia de peso, leche, crías y relacionarlos con el programa o calendario de desparasitación ensayado. El uso intensivo y la administración inadecuada de antihelmínticos, en épocas y grupos de rumiantes no apropiados, han contribuido al desarrollo de resistencia a estas sustancias, lo que constituye un obstáculo importante para el control de los endoparásitos. Ya que posee una extensión progresiva. Lo anterior sugiere que el control parasitario debe enfocarse desde una perspectiva ambiental, haciendo uso de criterios técnicos y explorando alternativas que involucren prácticas y técnicas que conduzcan a procesos de tipo sostenible. (Márquez, D. 2003; Moreno, LO de. 1997; Quiroz, H. 1990).

Es a partir de la década del 40 cuando se comercializa el primer compuesto químico (la fenotiazina), con acción limitada a los helmintos gastrointestinales. En

los años 50 surgen los orgánofosforados, también con acción sobre los parásitos gastrointestinales. Posteriormente fueron desarrollados los benzimidazoles, imidazotiales, pirimidinas, derivados benzimidazólicos, y probenzimidazoles. Con los imidazotiazoles y productos subsecuentes, el espectro de acción se amplía. Las avermectinas, los benzimidazoles y los imidazotiazoles son los grupos de antihelmínticos más comúnmente usados en rumiantes en la actualidad; los cuales tienen como ventaja el ser productos seguros y de amplio espectro, con acción prolongada. Sus desventajas son la inducción de resistencia, algunos son teratogénicos y por tanto, se contraindican en vacas preñadas (Márquez, D. 2003; Spinosa, HS; Górnaiak, SL; Bernardi, MM. 1999).

El uso de los organofosforados actualmente es limitado debido al bajo índice de seguridad con el que cuenta, produce intoxicaciones agudas, presenta residuos en tejidos y leche de los animales, además tiene efectos secundarios debido a la actividad prolongada que tiene con la acetilcolina. Mientras que las tetrahidropirimidinas son compuestos bastante seguros desde el punto de vista de la bioseguridad y toxicidad (Spinosa, HS; Górnaiak, SL; Bernardi, MM. 1999)

#### **4.5 CONTROL Y PREVENCIÓN DE LAS HELMINTIASIS GASTRO-INTESTINALES:**

No se puede esperar la aparición de los síntomas de la enfermedad para tratar a los animales; a esta altura, los animales ya sufrieron el daño causado por los parásitos y éstos ya contaminaron los pastos para el resto del rebaño, por lo tanto se debe eliminar a los parásitos antes que causen daño en los animales y que contaminen el ambiente. El objetivo de un programa de control de parásitos debe ser reducir la contaminación de los pastos y animales parasitados.



Conociendo la biología de las larvas infectantes, se sabe que en la época de invierno es cuando hay mejor supervivencia de esta, lo cual es importante para el diseño e implementación de programas estratégicos de control de nematodos (Barriga, O. 2002; Moreno, LO de. 1997; Rodriguez, RI; Cob, LA. 2005).

- Los antihelmínticos constituyen actualmente, el principal método de control de los nematodos, utilizando una dosis de estos en algún momento durante el ciclo de producción a cada año. Debido a la alta susceptibilidad del ternero a las infecciones por nematodos gastrointestinales, éste es el principal beneficiario con un tratamiento antihelmíntico. (Márquez, D. 2003; Stromberg, BE; Skogerboe, TL; Rew, RS. 1999)
- La detección del desarrollo detenido, es una estrategia para evitar que las condiciones ambientales sean desfavorables para el desarrollo y/o persistencia de su descendencia (Reinemeyer, CR. 1997).
- La prevención médica general incluye el tratamiento periódico del rebaño, para evitar una superinfestación, sobre todo antes del inicio de las lluvias, utilizando compuestos que tienen efecto sobre las formas inhibidas. Se debe tratar a los animales con una frecuencia tal que evite que las infecciones se hagan patentes (cada 3 o 4 semanas), aunque es simple y efectivo; como desventaja tiene que es costoso en anti-helmínticos y mano de obra, estimula la producción de parásitos resistentes y evita que los animales tengan suficiente estímulo antigénico para desarrollar resistencia contra los parásitos (Barriga, O. 2002; Quiroz, H. 1990).
- Rotación de potreros: alternativos, donde se alternan especies (bovino, ovino, caprino y equinos) o edades (adultos y jóvenes) o rotativos donde la subdivisión en parcelas determina que se disminuya la permanencia o se aumenten los períodos de descanso. La rotación de los pastos debe ser cada 3 días (Reinemeyer, CR. 1997).

- Se debe evitar la introducción de animales parasitados adquiridos con fines de recría o engorda, a potreros sin ser previamente diagnosticados y tratados (Quiroz, H. 1990).
- Evitar la contaminación de una pradera de un año para otro de los animales del mismo rancho o establo, para lo cual es necesario aplicar tratamientos estratégicos con bases epidemiológicas y zootécnicas, o de manejo (Quiroz, H. 1990).
- Se debe comprobar que el desparasitante que se utiliza sea eficaz, mediante el conteo de huevos fecales. Se realiza un examen coproparasitológico; posteriormente, se debe desparasitar y a los 10-14 días se realiza otro examen coproparasitológico. El conteo de huevos en el material fecal se debe reducir más del 90%. Un antihelmíntico es beneficioso cuando el conteo de huevos es mayor al 50% (Roberson, JR. 2010).
- La administración de avermectinas debe ser únicamente por vía oral, ya que por vía subcutánea puede conducir a la resistencia (Roberson, JR. 2010).
- Desparasitar rutinariamente dos semanas antes del parto, debido a que el estrés que se produce en este período, hace más susceptible a la madre (Roberson, JR. 2010).
- El número de huevos en un examen coproparasitológico no necesariamente indica la necesidad de desparasitar. Si el animal demuestra signos de parasitismo es necesario desparasitar, de lo contrario no se recomienda la desparasitación (Roberson, JR. 2010).
- Utilizar la vía de administración y dosis adecuada, es preferible sobredosificar que subdosificar, debido a que esta última conduce a la resistencia (Roberson, JR. 2010).
- Evitar que la frecuencia de exposición a medicamentos antihelmínticos sea muy frecuente, ya que se desarrolla resistencia (Reinemeyer, CR. 1997.).
- El tratamiento estratégico consiste en efectuar unos pocos tratamientos al año que interfieran con la epidemiología de la transmisión; esta estrategia ahorra

dinero en drogas y trabajo, posterga la aparición de resistencia al antihelmíntico, y permite infecciones leves que estimulan la inmunidad contra los parásitos (Barriga, O. 2002).

## **V. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **5.1 MATERIALES**

#### **5.1.1 Recursos Humanos**

- La sustentante a Médica Veterinaria
- Los asesores
- Laboratorista de parasitología
- Personal del rastro de la Antigua Guatemala

#### **5.1.2 Recursos de laboratorio**

- Placas petri
- Frasco con rosca con capacidad de 500 ml
- Lugol
- Estereoscopio

#### **5.1.3 Recursos biológicos**

- 111 tractos gastrointestinales de bovino

#### **5.1.4 Recursos de campo**

- Cuchillo
- Chaira
- Cáñamo
- Tijeras

- Bandejas plásticas
- Cucharón
- Recipiente con capacidad de 5 litros
- Manguera
- Cubeta
- Formol

#### **5.1.5 Centros de referencia**

- Biblioteca Central de la Universidad de San Carlos de Guatemala
- Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
- Biblioteca del Departamento de Parasitología
- Fuentes de Internet

## **5.2 MÉTODOS**

### **5.2.1 Área de estudio**

El estudio se realizará en el Rastro Municipal de la Antigua Guatemala.

El departamento de Sacatepéquez está situado en la región V o Central de la República a 1,530 metros sobre el nivel del mar y pertenece al "Complejo Montañoso del Altiplano Central". Su cabecera departamental es Antigua Guatemala y se encuentra a 54 kilómetros de la ciudad capital de Guatemala. Cuenta con una extensión territorial de cuatrocientos sesenta y cinco (465) kilómetros cuadrados, con los siguientes límites: Al Norte, con el departamento de Chimal-

tenango; al Sur, con el departamento de Escuintla; al Este, con el departamento de Guatemala; y al Oeste, con el departamento de Chimaltenango. Se ubica en la latitud 14° 33' 24" y en la longitud 90° 44' 02". Su precipitación pluvial anual acumulada es de 952.50 mm., con un clima templado y semifrío. Temperatura máxima 25 °C y mínima 13°C.

### **5.2.2 Método de laboratorio**

#### **Recuento diferencial de nematodos en el abomaso**

1. Colocar dobles ligaduras en el abomaso en la región pilórica y en su unión con el librillo
2. Colocar el abomaso en una bandeja honda rectangular
3. Cortar el abomaso con tijeras a lo largo de la curvatura mayor y vaciar el contenido en un recipiente que llamaremos "contenido total"
4. Lavar el abomaso vacío completamente en la bandeja varias veces, con particular atención en los pliegues de la membrana mucosa, frotando ligeramente la superficie para asegurar la transferencia completa de los vermes.
5. Añadir el agua del lavado al recipiente del contenido total
6. Hacer que el volumen total del contenido del abomaso y del lavado en el recipiente de contenido total llegue hasta 4 litros. De vez en cuando será necesario hacer que el recipiente de contenido total llegue a 5 litros.
7. Con un cucharón, mezclar vigorosamente hasta que todo el material del alimento, moco y agua se mezclen. Se debe mezclar haciendo movimientos en "8", nunca en círculos pues se produce un torbellino que lleva la mayor parte del material al fondo del balde.

8. Se transfiere un total de 200 ml del contenido al “frasco de lavado”, en 5 pasos de 40 ml por paso, agitando la mezcla continuamente con el cucharón. El frasco de lavado debe tener una capacidad de 500 ml, y poseer una boca ancha con tapa de rosca con un agujero en el centro.
9. Agregar 300 ml de agua al frasco de lavado, a modo de llenarlo. Enroscar la tapa en forma segura. Invertir el frasco y agitar hasta que la mayor parte del líquido salga.
10. Repetir este proceso hasta que la coloración fecal sea removida completamente.
11. Agregar agua hasta el volumen de 50 ml en el frasco de lavado.
12. Verter pequeños volúmenes en placas petri, mientras se agita el frasco de lavado para mantener los parásitos en suspensión homogénea.
13. Añadir 5-6 gotas de solución de Lugol a la muestra en cada placa petri. Mezclar el yodo en la muestra y dejar reposar durante 35 minutos, tiempo durante el cual los vermes se tiñen profundamente con yodo.
14. Realizar la tipificación de cada especie de nematodo presente en la muestra, sobre un fondo blanco a simple vista, con una lupa o con un microscopio estereoscópico. Repetir el proceso por cada placa petri. (Bowman, D; Lynn, RC; Eberhard, ML. 2004; Georgi, JR. 1972; Hansen, J; Perry, B. 1994; Márquez, D. 2003; Moreno, LO de. 1997; Rodríguez, RI; Cob, LA. 2005)

### **Recuento diferencial de nematodos de los intestinos**

El principio y aplicación del recuento diferencial de parásitos en los intestinos, tanto grueso como delgado, es el mismo que en el abomaso.

1. Eliminar el mesenterio y desenredar todo el intestino

2. Vaciar el contenido intestinal haciendo pasar agua a través de un extremo como si fuera una manguera, y recibir el contenido en el recipiente de volumen total. Evitar poner presión excesiva de agua y que el intestino se reviente.
3. Vaciar todo el contenido en un recipiente de más de 10 litros.
4. El procedimiento para el muestreo, lavado, submuestreo y tinción es el mismo descrito anteriormente para nematodos del abomaso (Georgi, JR. 1972; Hansen, J; Perry, B. 1994)

Para facilitar la tipificación de los parásitos, se clarificaran utilizando la solución de Hoyer. Colocando el parásito en una lámina portaobjetos y agregándole unas gotas de dicho clarificador. Se dejará en reposo durante 24 horas, previo a su observación al microscopio.

### **5.3 ANÁLISIS ESTADÍSTICO**

#### **5.3.1 Tipo de estudio**

Diseño descriptivo de corte longitudinal

#### **5.3.2 Variables a analizar**

1. Especie de nematodo
2. Recuento por región abomasal, intestino delgado y grueso
3. Procedencia de los animales



### 5.3.3 Muestra:

El tamaño de la muestra se determinó mediante la fórmula de Muestro Aleatorio Simple, para poblaciones finitas. Tomando en cuenta que en el rastro de La Antigua Guatemala se faenan aproximadamente 550 bovinos al mes:

$$N = \frac{z^2 npq}{Z^2 pq + ne^2}$$
$$N = \frac{(1.96)^2 (550) (0.9) (0.1)}{(1.96)^2 (0.9) (0.1) + (550) (0.05)^2} = 110.5 = \mathbf{111}$$

Donde:

$N$ = tamaño de la muestra

$n$ = tamaño de la población (550 tractos gastrointestinales)

$Z$ = nivel de confianza (95%)

$e$ = margen de error o precisión (5%)

$p$ = proporción de éxito de la población (0.9)

$q$ = proporción de fracaso en la población (0.1)

- Se evaluarán las especies encontradas en forma porcentual.
- Si fuera necesario se realizará una prueba de asociación de  $\chi^2$  Cuadrada entre las variables evaluadas.
- La información recabada, se tabulará y anotará en una hoja de Excel.

## **VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

Del total de 111 animales muestreados, 32 resultaron parasitados con distintas especies de nematodos tanto en abomaso como en intestinos, lo que corresponde al 28.82%, mientras que, 79 animales muestreados (71.17%) fueron negativos ante la presencia de parásitos gastrointestinales. Por lo tanto, no se puede aceptar la hipótesis de trabajo, en la que se esperaba que el 50% de los animales presentarían parasitosis en abomaso e intestino.

Estos resultados se pueden atribuir principalmente a las condiciones climáticas, puesto que el trabajo se realizó a inicios del invierno (finales de mayo), y que la mayoría de muestras fueron procedentes de los departamentos de Escuintla e Izabal, departamentos con climas muy calurosos y con una estación lluviosa y otra seca, en el que los parásitos se desarrollan bien con la humedad y las larvas infectantes se acumulan en el suelo hacia el final de la estación lluviosa, de modo que las infecciones más intensas ocurren al final de este período o al comienzo de la época seca (Barriga, O. 2002).

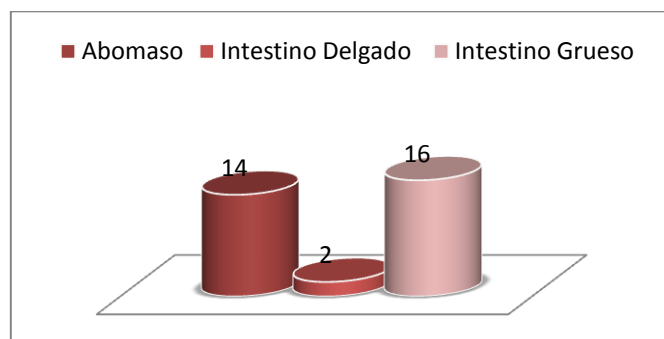
Otra de las razones a la que se le puede atribuir la escasa cantidad de animales parasitados es, que teniendo un mayor acercamiento con los ganaderos que surten los animales a este rastro, se pudo investigar que la mayoría realiza la práctica de desparasitación un mes antes de que empiece el invierno, para los primeros meses de época húmeda es probable que la carga parasitaria disminuya debido a este factor.

**CUADRO No. 2. Animales parasitados por región anatómica**  
**Rastro Municipal, Antigua Guatemala, 2012**

| <b>REGIÓN ANATÓMICA</b> | <b>POSITIVOS</b> | <b>PORCENTAJE</b> |
|-------------------------|------------------|-------------------|
| Abomaso                 | 14               | 43.75%            |
| Intestino Delgado       | 2                | 6.25%             |
| Intestino Grueso        | 16               | 50%               |
| <b>TOTAL</b>            | <b>32</b>        | <b>100.00%</b>    |

En cuanto al área anatómica, en el intestino grueso fue donde se encontró la mayor cantidad de muestras con presencia de nematodos, con el 50% del total de positivos; sin embargo, el abomaso también presenta un alto porcentaje, 43.75%, en el intestino delgado se encontró un porcentaje mínimo de muestras positivas, 6.25%, como se muestra en el cuadro No. 2.

### GRÁFICA No. 1. Animales parasitados por región anatómica Rastro Municipal, Antigua Guatemala, 2012



La gráfica muestra la cantidad de animales parasitados por región anatómica.

### CUADRO No. 3. Tipificación de nematodos Rastro Municipal, Antigua Guatemala 2012

|                   | NEMATODO                          | CANTIDAD  | PORCENTAJE  |
|-------------------|-----------------------------------|-----------|-------------|
| Abomaso           | <i>Haemonchus placei</i>          | 9         | 28.13%      |
|                   | <i>Mecistocirrus digitatus</i>    | 5         | 15.62%      |
| Intestino Delgado | <i>Nematodirus spathiger</i>      | 2         | 6.25%       |
| Intestino Grueso  | <i>Oesophagostomum venulosum</i>  | 6         | 18.75%      |
|                   | Nódulos de <i>Oesophagostomum</i> | 10        | 31.25%      |
|                   | <b>TOTAL</b>                      | <b>32</b> | <b>100%</b> |

El cuadro No. 3 muestra la cantidad de animales y las distintas especies de nematodos encontrados tanto en abomaso como en intestinos. En el abomaso *Haemonchus placei* fue el observado con mayor frecuencia (28.13%), mientras que *Mecistocirrus digitatus* fue encontrado en menor medida (15.62%). La principal importancia sobre la presencia de estas especies, es que ambos son

hematófagos, se calcula que el consumo diario de sangre de *Haemonchus placei* es de 0.05 ml por gusano al día, además alteran la función secretora de las glándulas del abomaso e interfieren con la absorción de los alimentos en los intestinos. (UNAM, s.f.; Barriga, O. 2002)

*Mecistocirrus digitatus* se considera un parásito con alto grado de patogenicidad, principalmente en animales jóvenes, en las zonas tropicales como Escuintla; sin embargo, también se encontraron muestras de animales procedentes de Chimaltenango. (Quiroz, H. 1990)

En términos generales se ha observado que *Haemonchus* y *Mecistocirrus* predominan en climas tropicales y subtropicales en el estómago de bovinos, lo cual se pudo comprobar ya que la mayoría de muestras positivas en abomaso son procedentes de los departamentos de Escuintla e Izabal. También es importante tomar en cuenta que hubo 2 muestras procedentes del departamento de Chimaltenango positivas a *Mecistocirrus digitatus*, esto representa un porcentaje muy bajo del total de las muestras positivas, principalmente debido a que estos nematodos no son frecuentes en zonas templadas; sin embargo, a pesar que este departamento no brinda la condiciones climáticas adecuadas para su desarrollo es posible encontrarlos (Barriga, O. 2002; Quiroz, H. 1990).

Las muestras positivas a nematodos en intestino delgado fueron muy pocas, ya que únicamente se encontraron dos muestras con la presencia de *Nematodirus spathiger*, lo que corresponde al 6.25%. Éste nematodo predomina en climas fríos, y la procedencia de estas muestras positivas fue del departamento de Escuintla, es probable que estos animales hayan sido movilizados a Escuintla desde un lugar que proporcionara las condiciones climáticas necesarias para el desarrollo de dicho parásito. *Nematodirus* ejerce una acción irritativa sobre la

mucosa y una acción expoliatriz dada por el consumo de contenido intestinal. (Quiroz, H. 1990)

El único nematodo encontrado en intestino grueso fue *Oesophagostomum spp*, observado tanto en su forma adulta como mediante la presencia de nódulos en la pared intestinal, los cuales son patognomónicos, el proceso se debe, fundamentalmente, a las larvas en la pared entérica y se presentan preferentemente en los meses de invierno. Estos nódulos se presentaron en mayor cantidad, con el 31.25% del total de las muestras, mientras que los vermes adultos se observaron únicamente en el 18.75% (Barriga, O. 2002; Quiroz, H. 1990).

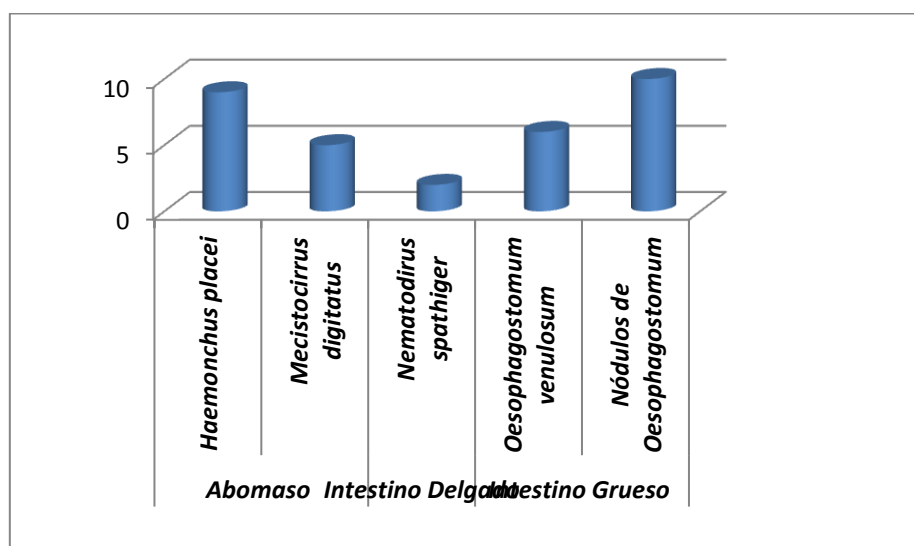
La presencia de nódulos en la pared intestinal confirma el efecto que produce la práctica de desparasitar antes del inicio del invierno por parte de los ganaderos, ya que el fármaco destruye los parásitos adultos pero no los nódulos formados por las larvas, así pues, que en otra etapa del invierno la probabilidad de encontrar estos parásitos adultos sería mayor. El principal problema que ocasiona la presencia de *Oesophagostomum* es que produce considerables pérdidas económicas ya que el intestino que está infectado, no es adecuado para la preparación de embutidos. (Quiroz, H. 1990)

Los vermes adultos presentan una acción patógena bastante menor, por alimentarse del contenido intestinal y por no adherirse a la mucosa. La infección ocurre principalmente al principio de la época seca, durante la húmeda, motivo por el que se encontró en menor cantidad comparado con los nódulos (Barriga, O. 2002; Quiroz, H. 1990).

Es importante señalar que *Oesophagostomum* está considerado como uno de los helmintos más patógenos para los bovinos, lo cual, sumado a la alta incidencia

cia encontrada en los animales muestreados en el presente estudio, indica la necesidad de considerarla como parasitosis importante en los bovinos del país (Moreno, LG; Castaños, H; Garrido, E. 1985)

## GRÁFICA No. 2. Tipificación de nematodos Rastro Municipal, Antigua Guatemala, 2012



El lugar de procedencia del ganado que es faenado en el Rastro Municipal de La Antigua Guatemala, radica principalmente de 3 lugares, siendo el departamento de Escuintla el lugar de donde se obtuvo la mayoría de muestras (59.46%), seguido de Izabal (33.34%) y en menor cantidad Chimaltenango (7.20%).



**CUADRO No. 4. Área anatómica y procedencia de animales  
parasitados Rastro Municipal, Antigua Guatemala, 2012**

| Procedencia<br>Área anatómica | Escuintla | Izabal   | Chimaltenango |           |
|-------------------------------|-----------|----------|---------------|-----------|
| <b>Abomaso</b>                | 10        | 2        | 2             | <b>14</b> |
| <b>Intestino Delgado</b>      | 2         | 0        | 0             | <b>2</b>  |
| <b>Intestino Grueso</b>       | 11        | 5        | 0             | <b>16</b> |
| <b>TOTAL</b>                  | <b>23</b> | <b>7</b> | <b>2</b>      | <b>32</b> |

Las muestras positivas en el abomaso son principalmente procedentes del departamento de Escuintla (31.25%), mientras que los departamentos de Izabal y Chimaltenango solo presentaron 2 muestras positivas cada uno, con el 6.25% correspondiente. Las únicas 2 muestras positivas en el intestino delgado, son procedentes de Escuintla. De igual manera, la mayoría de las muestras positivas en intestino grueso, provienen principalmente del departamento de Escuintla (34.37%), y secundariamente de Izabal (15.62%).

Se utilizó la prueba de Chi cuadrado para saber si existe relación entre el área anatómica parasitada y la procedencia, se pudo determinar que no existe relación estadística significativa ( $P > 0.17$ ).

## **CUADRO No. 5. Presencia de parasitismo y procedencia**

### **Rastro Municipal, Antigua Guatemala, 2012**

| <b>PROCEDENCIA</b> | <b>POSITIVOS</b> | <b>NEGATIVOS</b> |            |
|--------------------|------------------|------------------|------------|
| Escuintla          | 23               | 43               | <b>66</b>  |
| Izabal             | 7                | 30               | <b>37</b>  |
| Chimaltenango      | 2                | 6                | <b>8</b>   |
| <b>TOTAL</b>       | <b>32</b>        | <b>79</b>        | <b>111</b> |

En el cuadro No. 5 se puede observar la cantidad de muestras positivas y negativas por departamento, Escuintla fue el lugar de donde se obtuvo la mayor cantidad de muestras positivas, seguido por el departamento de Izabal, mientras que de Chimaltenango se obtuvo la menor cantidad de muestras.

A la prueba de Chi cuadrado no se encontró una asociación estadística significativa entre la presencia de parasitismo y la procedencia ( $P > 0.37$ ).

El 100% de bovinos muestreados correspondían a animales adultos. Puesto que el número de animales jóvenes faenados en el rastro Municipal de La Antigua Guatemala es casi nulo.

## VII. CONCLUSIONES

1. En el presente estudio se puede concluir que el 28.82% de los animales fueron positivos a la presencia de nematodos gastrointestinales.
2. Los parásitos encontrados por taxón fueron Haemonchus placei y Mecistocirrus digitatus a nivel de abomaso; Nematodirus sphaetiger en el intestino delgado y Oesophagostomum venulosum en el intestino grueso, éste evidenciado en su forma adulta, pero en su mayoría, mediante el hallazgo de nódulos en dicho órgano.
3. Los tractos procesados fueron procedentes de los departamentos de Escuintla, Izabal y Chimaltenango, en donde de los primeros dos, por tener climas cálidos, se favorece el desarrollo de la mayoría de los nematodos encontrados.
4. No se encontró una asociación estadística significativa entre la presencia de parasitismo y la procedencia ( $P > 0.37$ ), ni entre área anatómica parasitada y procedencia ( $P > 0.17$ )

## **VIII. RECOMENDACIONES**

1. Realizar este mismo estudio, en los rastros de Izabal, Escuintla y Chimaltenango para poder comparar si existe la misma presencia de helmintos en los animales allí faenados.
2. Establecer el uso de una boleta de control de ingreso de animales al faenado en el rastro que incluya datos como: período en el cual se administró un desparasitante (por el período de restricción de la carne para consumo humano), procedencia, edad y otros.

## IX. RESUMEN

Con la finalidad de realizar un aporte al conocimiento sobre la presencia de nematodos en abomaso e intestino, se realizó el estudio de 111 muestras gastrointestinales de bovinos (adultos) que son faenados en el Rastro Municipal de La Antigua Guatemala a inicios del invierno. Del total de animales muestreados, 32 resultaron parasitados, con distintas especies de nematodos. En abomaso se observó la presencia principalmente de *Haemonchus placei* y en menor cantidad *Mecistocirrus digitatus*; en intestino delgado se encontró *Nematodirus sphaetiger* y en intestino grueso *Oesophagostomum venulosum* evidenciado en su forma adulta pero en su mayoría mediante el hallazgo de nódulos, los cuales son patognomónicos de esta parasitosis. En intestino grueso y abomaso se encontraron cantidades similares de animales parasitados, mientras que en el intestino delgado se encontró un menor número de animales parasitados. La procedencia de las muestras positivas fue en su mayoría del departamento de Escuintla, posteriormente de Izabal y, en una mínima cantidad, de Chimaltenango. Mediante la prueba de Chi cuadrado se pudo comprobar que no existe asociación estadística significativa entre el área anatómica parasitada y la procedencia, ni entre la presencia de parasitismo y la procedencia.

## SUMMARY

In order to make a contribution to knowledge about the presence of nematodes in abomasum and bowels, the study was conducted of 111 bovine gastrointestinal samples (adults) that are slaughtered in the Municipal Abattoir La Antigua Guatemala in early winter. Of the animals sampled, 32 were parasitized with different nematode species. In abomasum showed the presence mainly of *Haemonchus placei* and fewer of *Mecistocirrus digitatus*; in small intestine was found *Nematodirus sphaetiger* and in large intestine was found *Oesophagostomum venulosum* evidenced in their adult form but mostly by finding nodules, which are pathognomonic of this parasite. In abomasum and large intestine were found parasitized animals similar amounts, while in the small intestine were found fewer animals parasitized. The origin of the positive samples was mostly in the department of Escuintla, and subsequently Izabal, in a minimum amount of Chimaltenango. By chi-square test it was found that there is not significant statistical association between the anatomical parasitized and provenance, nor between the presence and origin of parasitism.

## **X. BIBLIOGRAFÍA**

1. Anderson, RC. 2000. Nematode Parasites of Vertebrates. 2 ed. New York, US. CABI Publishing. 650p.
2. Barriga, O. 2002. Las enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos en América Latina. Santiago, CL. Germinal. 247p.
3. Bowman, D; Lynn, RC; Eberhard, ML. 2004. Parasitología para Veterinarios. 8 ed. Madrid ES. Elsevier. 440p.
4. Campillo, MC de; Vásquez, FA. 1999. Parasitología Veterinaria. Madrid, ES. McGraw-Hill Interamericana. 968p.
5. Chandler, AC; Read, CP. 1961. Introduction to Parasitology. 10 ed. New York, US. John Wiley & sons Inc. 822p.
6. Ershov, VS; Antipin, DN; Zolotarev, NA; Salyaev, VA. 1960. Parasitology and Parasitic Disease of Livestock. Washington, US. State Publishing House for Agricultural Literature. 523p.
7. Fiebiger, J. 1941. Los parásitos animales del hombre y de los animales domésticos: Texto y Manual de consultas, con clave de identificación para veterinarios, Médicos y Estudiantes. 3 ed. Madrid. ES. Viuda de Juan Pueyo. 516p.

8. Georgi, JR. 1972. Parasitología Animal. México. Nueva Editorial Interamericana. 242p.
9. Hansen, J; Perry, B. 1994. The epidemiology, Diagnosis and control of helminth Parasites of Rumiant. Nairobi, KE. International Laboratory for Research on Animal Diseases. 171p.
10. Márquez, D. 2003. Resistencia a los antihelmínticos: origen, desarrollo y control. Revista Corpoica. 4(1): 55-71
11. Minami, T; *et al.* 2001. Technical Manual for the Examination and Control of Parasites of Domestic Animals. V3, capítulo1, 124p
12. Morales, G; Pino, LA; Sandoval, E; Jiménez, D. 2005. Helmintiasis gastrointestinal de los bovinos en Venezuela. Revista Digital CENIAP HOY. No. 7
13. Moreno, LG; Castaños, H; Garrido, E. 1985. Helmintiasis gastrointestinal en Bovinos de Varias regiones de Venezuela Diagnóstico Post-mortem. Veterinaria Tropical. 10 (43): 1-7
14. Moreno, LO de. 1997. Terapia antihelmíntica en rumiantes. Fonaiap divulga no. 55
15. Quiroz, H. 1990. Parasitología. 1ed. DF, México. Limusa. 876p.
16. Reinemeyer, CR. 1997. The Economics of Parasite Control for Beef Cattle. The bovine proceedings. No.18:117-123.



17. Roberson, JR. 2010. Management of the Severely Parasitized Small Ruminant. The AABP Proceedings. 43:142-144
18. Rodriguez, RI; Cob, LA. 2005. Técnicas Diagnósticas en Parasitología Veterinaria. 2 ed, Mérida Yucatán, MX. UADY. 309p.
19. Soulsby, EJ. 1987. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. 7 Ed. México. Interamericana. 823p.
20. Spinosa, HS; Górnaiak, SL; Bernardi, MM. 1999. Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária. 2 ed. Rio de Janeiro. p. 437-443- 454-465.
21. Stromberg, BE; Skogerboe, TL; Rew, RS. 1999. Economic Evaluation of Deworming Strategies for Cow-calf Herds. No.32:266
22. Tagle, I. 1970. Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos: Generalidades de Helmintología. Santiago de Chile, CL. Andres Bello. 334p.
23. Taylor, RF; et al. S.f. Pasture deworming and (or) subsequent feedlot deworming whit fenbendazole. II. Effects on abomasal worm counts and abomasal pathology of yearling steers. American Association of Bovine Practitioners.
24. UNAM (Universidad Nacional Autónoma de México). S.f. Parasitología Veterinaria: Nematodos y Acanthocefalos. (En línea). México. Consultado 15 jul. 2011. Disponible en: <http://fmvzenlinea.fmvz.unam.mx/course/view.php?id=60>

25. Vignau, ML; Venturini LM; Romero, JR. 2001. Parasitología Práctica. La Plata, Buenos Aires, AR. Editorial de la Universidad Nacional de la Plata. 129p.